

BULLETIN  
DE LA  
**Société Royale de Botanique  
de Belgique**

ASSOCIATION SANS BUT LUCRATIF

fondée le 1<sup>er</sup> Juin 1862.

*Publié avec l'aide de la Fondation Universitaire de Belgique.*

---

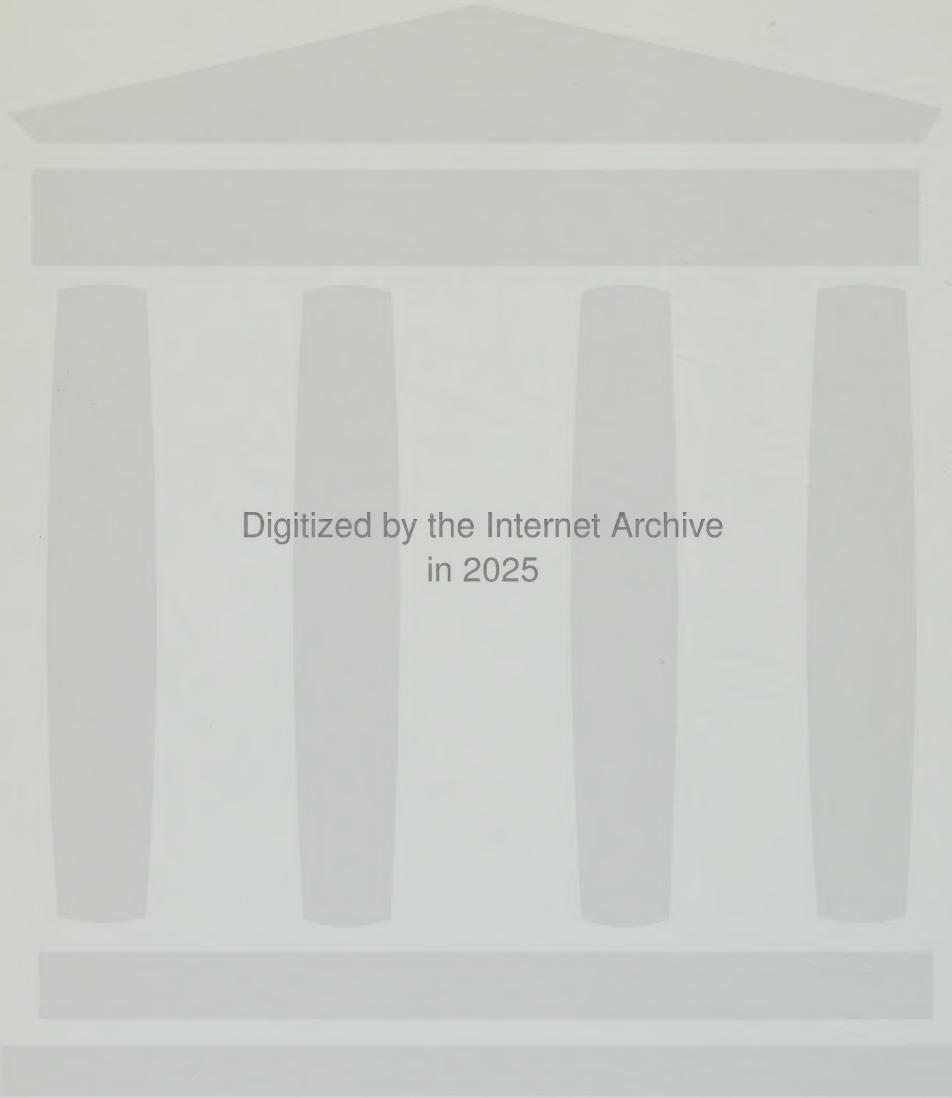
TOME LXXX  
DEUXIÈME SÉRIE — TOME XXX

---

**BRUXELLES**

AU SIÈGE DE LA SOCIÉTÉ: JARDIN BOTANIQUE DE L'ÉTAT

Août 1948



Digitized by the Internet Archive  
in 2025

# CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES PARASITES DES VÉGÉTAUX DU CONGO BELGE

par R. L. STEYAERT

*Ancien Chef de la Division de Phytopathologie de l'I.N.E.A.C.  
Fellow of the American Association for the Advancement of Science.*

## NOTES DE PHYTOPATHOLOGIE ET DE MYCOLOGIE CONGOLAISES

J'ai rassemblé dans ces pages des notes éparses, des observations fragmentaires, ne justifiant pas des communications séparées sur des organismes très divers rencontrés au cours de mes séjours au Congo Belge.

Cette liste compte 48 espèces nouvelles pour le Congo Belge, parmi lesquelles 4 n'étaient pas signalées pour le continent africain et 7 sont des espèces nouvelles dont je donne la description.

Je saisiss l'occasion pour adresser mes bien sincères remerciements à mes honorables correspondants M. C. G. HANSFORD, de l'Uganda, M. le Professeur J. H. MILLER de l'Université de Géorgie et M. W. WESTON Jr de l'Université de Harvard, qui ont bien voulu déterminer les espèces relevant de leur spécialité.

J'aurais désiré remercier également le Dr. D. H. LINDER pour les inestimables avis qu'il m'a prodigués au cours de ces dix dernières années ; le manuscrit de ce travail était déposé lorsque la nouvelle de son décès m'est parvenue, mais j'ai tenu à apporter un hommage ému à la mémoire de cet éminent Mycologue, Curateur du « Farlow Herbarium of Cryptogamic Botany » de l'Université de Harvard.

Je me plaît également à remercier chaleureusement mon collègue, Monsieur G. GILBERT, Chef de la Division Forestière de l'I.N.E.A.C., pour les déterminations des plantes sylvestres et des souches de celles-ci, collaboration qui me fut indispensable dans l'étude des cryptogames xylophages. Je remercie enfin le Dr. J. MOREAU qui a bien voulu se charger de la traduction latine des diagnoses.

Pour faciliter leur localisation, je donne ci-dessous des précisions sur les lieux de récoltes.

A l'instar de l'Imperial Mycological Institute, de Kew, j'ai supprimé l'usage des majuscules pour les noms spécifiques (1).

(1) Ceci, contrairement à l'avis du Secrétaire de rédaction de ce Bulletin, L. H.



Localités	Localisations et Territoires	District ou Province
Aketi	sur les rives de l'Itimbiri	Uele
Avurugwanda	Territoire de Poko	"
Bafuka	Anc. Station Régie des Plantations-Dungu	"
Bafwasende	230 km. Est de Stanleyville	Stanleyville
Bambesa	160 km. Est de Buta	Uele
Bangazono	Territoire de Poko	"
Bango	Territoire d'Ango	"
Bangui	Afrique Équatoriale Française	Kwango
Banningville	Confluent du Kasai et du Kwango	Kivu
Baraka	Baie de Burton, Lac Tanganyika	Stanleyville
Barumbu	Station I.N.E.A.C., Territoire de Poko	"
Bena Mande	Près de Gandajika, Terr. de Kanda-kanda	Sankuru
Bena n° Sona		
Bili	Territoire d'Ango	Uele
Bilu	Territoire de Lubutu	Stanleyville
Binga	sur rivière Mongalla	Ubangi
Biodi	Territoire de Dungu	Uele
Bobadono	Territoire de Gemena	Ubangi
Bogoro	15 km. est de N° Dele	Ituri
Boketa	Terr. Gemena à 11 km. Sud du Chef lieu	Ubangi
Bokoyo	Terr. Dungu	Uele
Bomokandi	Anc. Stat. de la Régie des Plantations-Poko	Uele
Bongabo	Terr. de Gemena à 50 km. de Likimi	Ubangi
Bosengwene	Terr. Gemena	"
Boto	Terr. Gemena, 100 km. au Sud de Libenge	"
Boyambi	Terr. Gemena	"
Bunia	70 km. N. E. d'Irumu	Ituri
Bwamanda	Terr. Libenge	Ubangi
Bwanda		Ubangi
Dakwa	Terr. d'Ango	Uele
Dangabu	15 km. au Nord de Titule	"
Dembia	175 km. Est de Buta	"
Dima	rives de la rivière Kasai	Kwango
Dimbelenge	80 km. Sud de Lusambo	Lusambo
Dingila	210 km. Est de Buta	Uele
Djugu	140 km. N. E. d'Irumu	Ituri
Dondo	Terr. Banzyville	Ubangi
Dungu	70 km. Est de Niangara	Uele
Eala	Jardin Botanique	Coquilhatville
Feshi	environ 100 km. Sud de Kikwit	Kwango
Fizi	Terr. Uvira, 30 km. S. W de Baraka	Kivu
Fungurume	30 km. env. N. W. de Jadotville	Lulaba
Ganda-Sundi	Terr. du Mayumbe	Bas-Congo



Localités	Localisations et Territoires	District ou Province
Gimbi	70 km. Nord de Matadi	Bas-Congo
Goma	Rive Nord Lac Kivu	Kivu
Ibambi	Terr. Wamba	Ituri
Irumu		"
Kakunda	Terr. Uvira	Kivu
Kalonge	Terr. Lubero	Kivu
Kempa	Terr. Baboma	Lac Léopold II
Keybergh	7 km. d'Elisabethville	Elisabethville
Kikwit		Kwango
Kinati Lukula	Terr. du Mayumbe	Bas-Congo
Kitengo	Terr. Kamina près Kaniama	Lualaba
Kitobola	Terr. Thysville	Bas-Congo
Kodoro	Terr. de Boende	Tshuapa
Kondo	30 km. Nord de Boma	Bas-Congo
Kumu	70 km. Est de Buta	Uele
Kutschankoy	20 km. Nord de Lodja	Sankuru
Kwandruma	Terr. Djugu	Ituri
La Kulu	Terr. Aketi	Uele
Lekwa	15 km. au Nord Djugu	Ituri
Lisala		Ubangi
Lodja		Sankuru
Lomela		Sankuru
Luango	Terr. Lubero	Kivu
Lubero		Kivu
Luhotu	Terr. Lubero	Kivu
Luki	30 km. au Nord de Boma	Bas-Congo
Lula	7 km. de Stanleyville	Stanleyville
Lungwa	route N° Dele-Gety	Ituri
Lusambo		Lusambo
Luvangira	Terr. Irumu (près Bunia)	Ituri
Luvungi	Entre Costermansville et Uvira	Kivu
Madodo	Terr. Paulis	Uele
Makongo	Route Dingila-Zobia	Uele
Missa	Terr. Paulis	Uele
Moerbeke-Kwilu	Terr. Thysville	Bas-Congo
Molenge	Terr. Libenge	Ubangi
Mont Adjo	Terr. Djugu	Ituri
Moswa	30 km. sud de Dembia	Uele
Mukumari	Station INEAC, Terr. Lomela	Sankuru
Musienene	Terr. Lubero	Kivu
M' Vuazi	Terr. Thysville	Bas-Congo
Mwana-Kusu	Terr. Kasongo	Maniema
N° Dele	50 km. N. E. Irumu	Ituri



Localités	Localisations et Territoires	District ou Province
N' Gazi	30 km. au Nord Yangambi	Stanleyville
Niarambe	20 km. Est de Mahagi	Ituri
Nioka	Terr. Mahagi	"
Ogandra	Terr. Wamba	"
Opienge	80 km. Sud de Bafwasende	Stanleyville
Pandu	Terr. Bosobolo	Ubangi
Paulis		Uele
Psilipili	Terr. Dungu	"
Rubona	5 km. env. Nord d'Astrida	Ruanda-Urundi
Semugeshi	20 km. Ouest d'Astrida	Ruanda-Urundi
Temvo	50 km. au Nord de Boma	Bas-Congo
Tenke	80 km. N.-W. de Jadotville	Lualaba
Thysville		Bas Congo
Tshimbi	Terr. Bumba	Ubangi
Tshumbi		Sankuru
Tukpwo	70 km. Nord d'Ango	Uele
Usumbura		Ruanda-Urundi
Veamba	Terr. Beni, Est de Butembo	Kivu
Viadana	Terr. de Poko	Uele
Wamba	400 km. N.-E de Stanleyville	Ituri
Yahila	Terr. Basoko	Stanleyville
Yahuma	80 km. env. S.-W. de Basoko	Stanleyville
Yangambi	Terr. Isangi	Stanleyville
Yapama	Env. 50 km. Nord de Bumba	Ubangi
Zambi	80 km. au Sud de Libenge	Ubangi

Les récoltes qui me sont propres sont suivies d'une indication composée de mes initiales, du millésime et du n° de la récolte au cours de cette année. Les déterminateurs et récolteurs autres que moi-même sont nommément désignés.

Tous les échantillons sont conservés dans l'herbier de la Division de Phytopathologie de l'I.N.É.A.C. provisoirement à Bambesa, District de l'Uele, Congo Belge.

#### VIROSES

J'ai suivi pour l'établissement de cette liste la classification proposée par O. HOLMES dans son « Handbook of Phytopathogenic viruses ».

N'ayant pas eu la possibilité d'effectuer les inoculations croisées que certaines déterminations exigent, j'ai dû me borner à l'examen des caractères symptomatologiques de la plante hôte.

#### *Annulus tabaci* HOLMES.

*Helianthus annuus*, Rubona, 23-IV-1942, (RLS. 42.165).



**A. tabaci var. *virginiensis* HOLMES.**

*Nicotiana tabacum* L., Semugeshi, 22-V-1942, (RLS. 42.152).

**Concentric Ring-blotch.**

*Citrus aurantium* L., Route Elisabethville-Jadotville, 4-VI-43, (RLS. 43.054).

*C. aurantium* var. *Washington Navel*, Tenke, 5-VI-43, (RLS. 43.064).

*C. limonum* RISSO., Elisabethville, 21-IX-43, (RLS. 43.078).

**Corium solani** HOLMES. (Enroulement).

*Solanum tuberosum* L., Elisabethville, 20-IX-43, (RLS. 43.073).

**Marmor cucumeris** var. *upsilon* HOLMES.

*Solanum tuberosum* L., Thysville, 7-IX-1942, (RLS. 42.254-257-271), Elisabethville, 20-IX-43, (RLS. 43.074).

**Marmor dubium** var. *vulgare* HOLMES.

*Solanum tuberosum* L. var. *Up-to-due* : Tenke, 5-VI-43, (RLS. 43.059).

**Marmor maydis** var. *typicum* HOLMES.

*Zea mays* L., N° Dele, 20-III-42, (RLS. 42.077), Bogoro, 17-III-42, (RLS. 42.070).

Lungwa, 17-III-42, (RLS. 42.066), Kutschankoy, 10-V-43 (RLS. 43.016), Usumbura, 15-IV-42 (RLS. 32.128), réc. De Schlippe : Kurukwata, 15-VII-46.

**\*Marmor sacchari** HOLMES.

*Saccharum officinarum* L., Moerbeke-Kwilu, 17-IX-42, (RLS. 42.304).

**\* M. tabaci** HOLMES.

*Nicotiana tabacum* L., Semugeshi, 22-IV-1942, (RLS. 42.152).

**Ruga bernissiae** HOLMES.

*Manihot* sp., Moerbeke-Kwilu, 17-IX-42, (RLS. 42.300), Kondo, 23-IX-42, (RLS. 42.340).

**R. tabaci** HOLMES.

*Nicotiana tabacum* L., Goma, 1-IV-42, (RLS. 42. 120).

## SCHIZOMYCÉTES

**Actinomyces aeragineus** Wr. Arbeit d. Forsch. Inst. Kartbau, 1920.

*Solanum tuberosum* L., Thysville, 7-IX-42, (RLS. 42. 260).

**\* Bacterium cassavae** HANSFORD.

*Manihot utilissima* POHL., réc. : C. Leontovitch, Pandu, 15-VII-42. Rare, se distingue par des taches anguleuses, translucides sur le limbe des feuilles. Sur l'échantillon elles sont groupées le long des nervures.



**Bacterium malvacearum** E. F. S. U. S. Dept. Agri. Div. Veg. Phys. et Path. Bull., 28, 1901.

*Gossypium hirsutum* LMK. : Répartition générale dans toute la zone cotonnière, mais avec des intensités très variables. Surtout actif dans les régions de savannes du Nord de l'Uélé et dans la région de Lusambo-Dimbelenge. Une forte attaque entraînant de la pourriture des capsules fut observée en 1941 à la Station de Bambesa.

#### PHYCOMYCÉTES

\* **Entomophthora pyralidarum** PETCH. Trans. Brit. Myc. Soc. XXI, p. 36, 1937.  
*Dysdercus superstiosus* FABR., Bambesa, Sept. 1941, (R. L. S., 41.014).

La morphologie concorde avec la description de Petch pour *E. pyralidarum* (23). Dimensions des sporanges : 17.5 — 30  $\mu$  + 12.5 — 17.5  $\mu$ . Ils sont pyriformes avec une papille basale obtuse et naissent sur des sporangiophores multifides. Il ne s'agit pas de *E. sphacelosperma* FRES. signalé par Hansford dans l'Uganda sur le même hôte (14). Ce dernier a des conidies très allongées et sensiblement plus petites.

Le parasitisme de ce champignon fit échouer plusieurs élevages de *Dysdercus* spp. en laboratoire. (Pl. II, fig. 7).

**Peronoplasmodora cubensis** (B. et C.) CLINT. Conn. Agr. Expt. Sta. Ann. Rep., 1904 (1905).

*Cucumis sativus* L., Bambesa, 12-IX-41, (RLS, 41.012).

Ce cryptogame fut déjà observé par F. L. Hendrickx à Bambesa sous le nom de *Pseudoperonospora cubensis* ROST. Fitzpatrick (10) a relevé la non-validité du genre *Pseudoperonospora*.

Parasite très préjudiciable pendant la saison humide.

\* **Sclerospora sorghi** (KULKE.) WESTON et UPPAL. Phytopathology, 22, p. 573 (1932).  
*Sorghum arundinaceum* (WILLD.) STAPEL., Bambesa, 2-VI-38. (RLS, 38.834).

J'observais au mois de mai 1938 des plants de *S. arundinaceum* dont les feuilles étaient lacérées et montraient en même temps les chloroses typiques des *Sclerospora*. L'examen microscopique révéla la présence d'oogone. Weston W. J. et Uppal B. N. (51) signalent cette lacération du limbe sur *Andropogon sorghum* L. aux Indes anglaises. Storey H. H. et McLean A. P. D. signalent, sans spécification, un *Sclerospora* sur *Sorghum arundinaceum* STAPEL au Natal.

Je donne au tableau I les caractères de *S. Sorghi* et de *S. maydis* (47), tels que je les ai observés.

Il n'y a donc aucun doute que nous soyions en présence du *S. sorghi* W et U au Congo Belge.

Dans une correspondance que j'ai eu l'avantage d'échanger avec le Prof. W. H. Weston, il m'a fait part de sa présomption que *S. sorghi* était identique à *S. maydis*, dont le stade oogonal n'a jamais été observé. Les *Sorghum* agiraient donc comme plante hôte intermédiaire. Théorie très plausible, car la persistance du *S. maydis* d'une saison à l'autre reste un mystère. Nous avons vu que la germination des conidies est extrêmement rapide (47), et la persistance du cryptogame d'une culture à l'autre



TABLEAU I.

	Scl. sorghi	Scl. maydis
Spores	germination par hyphe	germination par hyphe
Moyenne	23,4 × 20,1 µ	23,4 × 15,8 µ
Extrêmes	20-27,5 × 17,5-23,8 µ	17,25-27,5 × 13,75-17,5 µ
Conidiophores	jusqu'à l'ultime	stérigmate
Moyenne	287 µ	380 µ
Extrêmes	250-320 × 17,5-30 µ	310-600 × 20-24 µ
Cellules basales	rarement absentes	présence irrégulière
Moyenne	97 µ	
Extrêmes	80 × 112,5 µ	120 × 170 µ
Oogones		
Moyennes	46,3 × 42,3 µ	jamais observées
Extrêmes	37,5-57,5 × 32,5-50 µ	
Oospores		
Moyennes	34,5 × 32 µ	
Extrêmes	27,5-35 × 25-35 µ	

ne peut leur être attribuable. Il ne m'a malheureusement pas été possible de réaliser les inoculations croisées qui auraient résolu le problème. Toutefois, dans l'hypothèse d'une conclusion positive, les dimensions et la morphologie différentes de l'espèce unique hypothétique sur des hôtes différents, méritent une explication.

En tout état de cause et jusqu'à plus ample informé, il y a tout lieu de les considérer comme des espèces différentes. (Pl. I, fig. 12).

#### ASCOMYCÈTES

##### SACCHAROMYCETACEAE.

**Ashbya gossypii** (A. et N.) GUILL. Coton et cult. coton., 3, f. 3, 1928.

Dans drupes de *Coffea arabica* L., Bunia, XI-1934, réc. J. V. Leroy.

**Nematospora corylli** PEG. Rendiv. d. Acad. dei Lincei, p. 276, (1897).

dans drupes de *Coffea arabica* L., N° Dele, 11-VIII-31, (RLS. 31.386), Bunia, 14-VIII-31, (RLS. 31.430), Bunia, III-1935, réc. J. H. Bredo.

Les ascospores sont plus grandes que le type : 44-52 × 3-6 µ (Moy. : 48 × 4 µ). L'asque mesure de 72-124 × 10-24 µ (Moy. : 101-14,5 µ). Les drupes sur lesquelles ces échantillons ont été observés étaient fendues longitudinalement. Le fendillement se produit avant maturité du fruit. La face atteinte a une maturation hâtive et un rougeoiement entoure la fente. Celle-ci part de la base du pédicelle jusqu'à proximité de la cicatrice florale. Elle est toujours située sur la partie du péricarpe correspondante au dos de la graine. Les lèvres de la fente sont légèrement relevées et racornies. On ne peut affirmer que le fendillement ait un rapport direct avec la présence du cryptogame. Toutefois si toutes les drupes infectées ne sont pas fendillées, toutes les fendillées sont contaminées. Il y a des facteurs déterminants



qui m'échappent. Peut-être s'agit-il d'une question d'âge auquel la drupe est infectée.

\* **N. phaseoli** WINGARD. Phytopathology, XII, p. 525, 1922.

*Soja hispida* MOENCH : Bambesa, 11-VII-34. (RLS. 34.537), dét. : Centralbureau voor Schimmelcultures Baarn.

\* **Spermophthora gossypii** ASH. ET NOW. Ann. Bot., XL, p. 69, 1926.

Dans capsule *Gossypium hirsutum* LMK, Bambesa, 7-IV-1033. (RL. S. 33.473). observé une seule fois.

ERYSIPHACEAE.

**Erysiphe cichoracearum** DC. Flor. Franc., II, p. 274.

*Nicotiana tabacum* L. : Semugeshi, 22-VI-42, (RLS. 42.150), Goma, I-IV-42, (RLS. 42.116). Fungurume, 5-VI-43, (RLS. 43.057).

Un climat humide prédispose au développement intense.

**E. polygoni** DC. Flor. Franc., II, p. 272, 1805.

*Pisum sativum* L. : M'Vuazi, 7-IX-42, (RLS. 42.251).

**Sphaerotheca pannosa** (WALBR.) LEV. Ann Science Nat., XV, p. 138, 1851.

Rosa : Djugu, 26-VIII-31, (RLS. 31.395). Elisabethville, 6-VI-43, (RLS. 43.065).

**Uncinula necator** (SCHWEIN). BURR. *U. americana*. Sacc. Syll. fug. I, p. 8.

*Vitis vimifera* L. : Keybergh, 1-IV-43, (RLS. 43.049).

PERISPORIACEAE.

**Dimerium venturoides** (SACC. ET BERL.) THEISS. Beib. bot. Zentbl., Abt. 2, XXIX, p. 49, 1912.

*Meliola rizalensis* SYD. sur *Thomandersia laurifolia* BAILL. lieu et dét. : voir **M. rizalensis** SYD.

**Meliola bicornis** WINT. Hedwigia, p. 90, 1886.

*Desmodium lasiocarpum* D. C. : M' Boli, 2-IX-45, (RLS. 45.007), dét. : C. G. Hansford.

**M. elaeis** STEV. var. **africanum** HANSE. ET DEIGHTON. n. var. non encore publiée.

*Elaeis guineensis* JACQ. : Yangambi, 18-IV-44, (RLS. 44.113), dét. : C. G. Hansford.

**M. Irvingiae** HANSE. Proc. Linn. Soc. Lond., Clix, p. 25, 1947.

*Irvingia wombulu* VERN. : Stanleyville, 30-VIII-45, (R. L. S. 45.004), dét. : C. G. Hansford.



**M. rizalensis** SYD. Ann. Mycol., XII, p. 551, 1914.

*Thomandersia laurifolia* BAILL. : Yangambi, 1-IV-44. (RLS. 44.102), dét. : C. G. Hansford, voir *Helminthosporium capense* THUEM., *Spegazzinia meliolae* ZIMM., *Dimerium venturioides* (SACC. ET BERL.) THEISS.

**Meliolinella palmicola** (STEV.) HANSFORD Mycol. pap., I. M. L., 15, p. 69, 1946.

*Elaeis guineensis* JACQ. : réc. : C. Leontovitch, Binga, 26-III-41, dét. : C. G. Hansford.

## SPHAERIACEAE.

\* **Euderluca australis** SPEG. Fung. Paul., Rev. Mus. d. l. Plata, t. XV, 1908.

*Puccinia rufipes* DIET. sur *Imperata cylindrica* BEAUV., Kitengo, 22-V-43. (RLS. 43.033), dét. : Dr. E. M. Doidge.

**Daldinia eschscholtzii** (EHR. EX. FR.) REHM. Ann. Myc., p. 173, 1904.

*Celtis* sp. (souche) Boto, 2-XII-44. (RLS. 44.317). (RLS. 44.343).

*Polyalthia suaveolens* ENGL. ET DIELS., Zambi (Motenge-Boma), 6-XII-44. (RLS. 44.353).

**Glomerella cingulata** (STONE) SP. ET V. SCH. U. S. Dept. Agr., Bur. Pl. Ind., 44, 1903. Forme asexuée : *Colletotrichum coffeatum* NOACK.

*Manihot utilissima* POHL., La Kulu, 21-XI-20. (RLS. 20.067).

*Glomerella cingulata* est une Sphaeriaceae très polyphage et plusieurs auteurs la reconnaissent comme la forme sexuée de plusieurs Melanconiae telles que : *Gloeosporium cingulatum* ATK., *Colletotrichum coffeatum* NOACK, *Gloeosporium fructigenum* BERK. et *Colletotrichum agaves* CAV. (33). KADOW (17) observa chez *Gloe. cingulatum* la formation de seta dans certaines conditions de cultures ou sur certains hôtes. Il serait donc à ranger dans les *Colletotrichum* mais, en ce cas, *C. coffeatum* a priorité (21).

Ce champignon, qui provoquait le dépérissement des rameaux et des pousses terminales, vivait en association avec un *Colletotrichum* dont quelques-unes des acervules seulement portaient des seta. Le classement des conidies de ce dernier par groupe de tailles croissantes donne un graphique semblable à celui établi par KADOW (17) pour le même classement opéré sur les conidies de *C. cingulatum* ATK.

Comme NOACK a dénommé *Colletotrichum coffeatum* en 1902 (21) une Melancomie, par la suite reconnue comme forme asexuée de *Glomerella cingulata* et que *Gloeosporium cingulatum* donne des seta en certaines conditions, il faut adopter *Colletotrichum coffeatum* comme forme asexuée de *G. cingulata*.

R. L. JOLY (16) observa au Cameroun et dans le Haut-Congo des dégâts sur manioc, similaires à ceux que je décris et il note la présence d'un *Guignardia* en association avec un *Colletotrichum*.

Nul doute qu'il s'agit du même cryptogame car les *Guignardia* sont souvent confondus avec les *Glomerella*. D'ailleurs la distinction entre ces deux genres est sujette à controverse.



Le *Glomerella* observé par moi a les caractéristiques suivantes : *Périthèces* : enfoncés dans les tissus de l'hôte, de 100 à 150  $\mu$  de diam., ostiolé mais à col peu apparent, sans apparence de strome. *Asques* : de 50-63  $\times$  7,5-10  $\mu$ , apparemment sans paraphyses. *Ascospores* : distiques, hyalines ou de teinte légèrement virescente, légèrement allantoides, à faces légèrement incurvées ou droites, de 12,5-20  $\times$  4-5  $\mu$ . Le plus souvent 15-17,5  $\times$  5  $\mu$  (Voir Pl. I, fig. 13).

**Hypoxylon deustum** (HOFFM. EX FR.) GREV. Scot. Crypt. Fl., 6, 1828.

souche d'Ebenaceae, Yangambi, 12-IV-44, (RLS. 44.086), dét. : J. H. Miller. — Souche de *Xylopia* sp., Yangambi, 27-IV-44, (RLS. 44.166), dét. : J. H. Miller. — Souche de *Drypetes armoracia* PAX ET HOFF., 26-IV-44, (RLS. 44.143). — Souche de *Cola griseiflora* DE WILD., 20-IV-44, (RLS. 44.238).

Cryptogame connu plus communément sous le nom d'*Ustulina vulgaris* TUL. (20). Les échantillons récoltés paraissent être la forme infertile d'*U. zonata* (*U. vulgaris*) dont parle Sharples (38 p. 97) en le décrivant comme un « foliose lichen ». Sur un des échantillons, un coussinet mycélien jeune est recouvert d'une sporée très dense, de coloration gris-verdâtre. Les spores ont 5  $\times$  3  $\mu$ , ce qui est légèrement supérieur aux dimensions que cite Sharples (*loc. cit.*, p. 95).

**H. dieckmannii** THEISS. Ann. Mycol., VI, 1908, p. 346.

Souche d'*Isolona Bruneeli* DE WILD., 1-V-44, Yangambi, (RLS. 44.246), dét. : J. H. Miller.

**H. mediterraneum** (DE NOT.) MILLER. Mycologia, 35, 75, 1941.

*Hevea brasiliensis* M.-ARG., récolt. : V. Krasniansky, Sud territoire Yahuma, 22-VII-41. Déterminé par le Dr D. H. Linder sous le nom de *H. anthracodes* (FR.) MONT. (récolt. : R. L. Steyaert), Ganda-Sundi, 4-X-42, (RLS. 42.389). *Aucoumea Klainiana* PIERRE, Kondo, 4-X-42, (RLS. 42.383). Souche de *Pancovia Harmsiana* GILG., Yangambi, 27-IV-44, (RLS. 44.170).

Forme des stromes lenticulaires irréguliers, (Photo n° 13) adnés, et de consistance carbonacée, sur la base des jeunes troncs et le pivot radiculaire près du niveau du sol. La nature parasitaire de ce cryptogame n'a pu être déterminée mais à Ganda-Sundi un grand nombre de jeunes plants morts d'*Hevea* greffés furent observés porteurs de stromes. De même les plants morts récoltés dans le sud du territoire de Yahuma, des semenceaux cette fois, ne portaient d'autres cryptogames que *H. mediterraneum*.

Weir (50) signale du Brésil la présence du *Nummularia anthracodes* (FR.) CKE., plus tard transféré dans le genre *Hypoxylon* sous le nom de *H. anthracodes* (FR.) MONT. Le Prof. J. H. Miller me signale toutefois que le type de Fries est inconnu et on n'en connaît qu'une description incomplète. D'autre part comme mes échantillons se rapprochent le plus du type de *H. mediterraneum* il convient de les faire connaître sous ce nom. (voir photo n° 12).

**H. pavimentosum** CES., Myc. Born., p. 18.

Souche de *Klainedoxa gabonensis* PIERRE, 27-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.165), dét. : J. H. Miller.



\*\* **H. punctulatum** BERK ET RAV.

Tronc mort *Hevea brasiliensis* M.-ARG., 28-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.215), dét. : J. H. Miller.

Le prof. J. H. Miller nous signale que c'est la première référence africaine de ce cryptogame.

**H. rubiginosum** PERS. EX FR. SUMM. VEG. SENAD., p. 384.

Souche de *Dialium Yambataense* VERM., 20-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.235), dét. : J. H. Miller.

\* **H. sclerophaeum** BERK. ET CURT. ASTRAL. FUNGI, N. 234.

Souche de *Dialium Yambataense* VERM., 26-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.147), dét. : J. H. Miller.

\*\* **H. tinctor** (BERK.) COOKE. GREV., XI, p. 133.

Souche de *Dialium Yambataense* VERM., 12-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.075), dét. : J. H. Miller.

Le Prof. J. H. Miller me signale que cet échantillon est le premier observé en Afrique de cette espèce. Souche de *Celtis spp.*, 2-XII-44, Boto, (RLS. 44.323), dét. : R. L. S., — 16-XII-44, Bongabo, (RLS. 44.396), dét. : R. L. S., — souche indéterminée : 30-X-45, Lula, (RLS. 45.026).

**H. truncatum** (SCHW. EX FR.) MILL. TRANS. BRIT. MYCOL. SOC., XVII, p. 130, 1932

Souches de *Cynometra Hankei* HARMS., 28-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.206), détermination confirmée par Prof. J. H. Miller, 27-IV-44, (RLS. 44.176), dét. : J. H. Miller, 27-IV-44, (RLS. 44.197), dét. : R. L. S. Souches de *Chrysophyllum africanum* D. C., 6-XII-44, Zambi (Motenge-Boma), (RLS. 44.355), dét. : RLS. confirmée par J. H. Miller, — 29-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.233), dét. : R. L. S. confirmée par J. H. Miller, — Souche de *Strombosia grandifolia* HOOK. F., 27-IV-44 (RLS. 44.187), dét. : R. L. S. — Souche de *Strombosia glaucescens* ENGL., 27-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.180), dét. : R. L. S., — 29-IV-44, Yangambi, (RLS. 44.226). — Hôtes indéterminés : sur souche ; 18-XII-44, Binga, (RLS. 44.405), dét. : R. L. S., sur branches mortes : 5-VIII-44, Bambesa, (RLS. 44.290), dét. : R. L. S.

**Kretzschmaria cetrariooides** (CURR. ET WELS.) SACC. SYLL. FUNG. XXIX, 1883.

Yangambi, souche de *Fernandia Adolphi-Frederici* GILG ET MILB., 22-IV-44, (RLS. 44.128), souche de *Chrysophyllum africanum* A. DC., 27-IV-44, (RLS. 44.208), souche d'*Irvingia gabonensis* BAILL. EX LAHNEN, 27-IV-44, (RLS. 44.157), souche de *Strombosia grandifolia* HOOK. F., 27-IV-44, (RLS. 44.188), souche de *Polvalthia suaveolens* ENGL. ET DIELS, 27-IV-44, (RLS. 44.219), dét. : J. H. Miller, souches de *Sclerodophloeus Zenkeri* HARMS., 29-IV-44 (RLS. 44.234), 1-V-44, (RLS. 44.245).

Le *K. micropus* pourrait être, d'après Petch, cité par J. H. Miller (20), identique à *K. cetrariooides*.



D'autre part certains mycologues voient en *K. microporus* une forme d'*Ustulina zonata*. J'ai en effet remarqué sur des échantillons que la longueur des ascospores variait entre 28 et 40  $\mu$  alors que les dimensions données par Sharples pour *U. zonata* (38) sont de 28 à 32  $\mu$ . Dans un autre échantillon la face supérieure du stroma est couverte, en certains endroits, par un feutrage de brins mycéliens dressés portant des spores hyalines d'environ 10  $\times$  2,5  $\mu$ , dimensions dépassant largement celles données, toujours pour *U. zonata*, par Sharples. Il y a donc ici une discordance à étudier. En détaillant les fructifications de *K. microporus* et d'*U. zonata* on voit aisément que les structures sont celles d'espèces au moins très voisines. Signalons que dans un des échantillons d'*H. deustum*, les spores n'ont que 20 à 21,5  $\mu$ .

**Leptosphaeria canephorae.** R. L. STEYAERT n. sp.

Forme asexuée présumée : *Helminthosporium canephorae* n. sp., *Coffea canephora*, Eala, G. Couteaux, mai 1937.

Deux *Leptosphaeria* sont déjà connus sur caféier. L'un *C. coffeigera* (B ET C.) SACC. observé à Cuba (34), au Brésil (1) et à Ceylan (3), l'autre *L. coffeecola* DEL (7) observé à la Nouvelle Calédonie. Le caractère distinctif essentiel des deux espèces réside dans la taille des ascospores. Celles-ci mesurent respectivement 12-14  $\times$  3,5  $\mu$  et 16-20  $\times$  3-4  $\mu$ .

Celles que j'ai observées avaient plus du double de celles de *L. coffeegona*. Il s'agit en toute évidence d'une espèce non décrite. L'échantillon examiné, composé d'une douzaine de rameaux, était fortement atteint.

**DIAGNOSE :** Sur feuilles, macules de 2 cm à 3, de diam., irrégulières, mais nettement définies, cerclées de brun et d'une auréole jaune verdâtre, indistinguables de celles de *L. coffeecola*. Périthèces : fuligineux, hypophylles, immersés, d'environ 80  $\mu$  de diam., ostiolés, globuleux, plus ou moins aplatis. Asques : oblongs, pedicellés, de 65-72  $\times$  12-15  $\mu$ . Paraphyses : aussi longues que les asques, terminées par un petit renflement, base filiforme. Ascospores hyalines dans l'asque et brunissantes à maturité, cylindrico-fusiforme peu ou pas arquées, 4 à 6 cellules de 25-34  $\times$  5-7,5  $\mu$  (Moy. : 39,5  $\times$  7  $\mu$ ).

Les taches portaient également les fructifications d'*Helminthosporium canephorae* n. sp. qui est présumé être la forme imparfaite.

**DIAGNOSIS :** *Maculis amphigenis, extensis, 2-5 cm., irregularibus sed distincto delineatis, nigro-brunneis ad marginem fusco-brunneis, externe luteo-virescentibus, non diagnoscendis Leptosphaeria coffeecola* DEL. *maculis.*

*Peritheciis : hypophyllis, immersis plus minusve 80  $\mu$  diam., pediculatis, globosus, leniter depresso. Ascis : oblongis, pediculatis, 65-52  $\times$  12-15  $\mu$ . Paraphysibus : filiformibus, capitate, ascorum longitudine. Ascosporis : primo hyalinis deinde brunescenibus, cylindrico-fusi-formibus, rectis vel leniter curvatis, 3-5 septatis, 25-34  $\times$  5-7,5  $\mu$ . Species *Helminthosporii canephorae* n. sp. consociata. Voir Pl. I, fig. 9, c, d.) in folia Coffea canephorae, Eala, A. 11(53). Typo in herbaria Division de Phytopathologie, Institut National pour l'Etude Agronomique du Congo Belge.*

\* **Leptosphaeria coffeecola** DEL. Mal. pl. cult. Pays chauds, (1911).

*Coffea canephora* PIERRE, Lula 5-IX-1929 (RLS. 29.012), Dembia, 13-XII-42 (RLS.



42.410). Bambesa, 5-I-44 (RLS. 44.001).

Les ascospores se distinguent nettement de celles de *L. canephorae* N. sp. Outre les différences de tailles elles sont plus fusiformes. La cellule médiane parfois renflée et de coloration brun-virent.

**Mycosphaerella gossypina** (Atk.) EARLE. Bull. Torr. Bot. Cl., p. 300, 1891.

*Gossypium hirsutum* LMK. Sur feuilles, Bambesa, 25-XI-29, (RLS. 29.096). Kumu, 23-XI-29, (RLS. 29.106), Dakwa, 30-XI-29, (RLS. 29.120). Bafuka, 4-XII-29, (RLS. 29.128). Sur bractées : Kakunda, 9-V-30, (RLS. 30.182). Sur pédoncules : Mwana-Kussu, 2-V-30, (RLS. 30.198). Sur rameaux : Fizi, 23-V-30 (RLS. 30.246). Très répandu mais parasite insignifiant.

**Parodiella gloeosporidia**, R. L. STEYAERT n. sp.

Folioles et rachis d'*Elaeis guineensis* Jacq., février 1944, réc. : Etabl. Madail (cons. 392), Lutshima.

Le rachis des feuilles et la base des folioles sont recouverts de plaques noires verrueuses, légèrement en relief, souvent étendues et englobant tout le rachis sur une grande longueur.

Mycélium sous-cutané soulevant légèrement l'épiderme. Émergeant en de nombreux endroits pour donner l'apparence d'un subiculum et donnant naissance aux périthèces.

Périthèces : verruqueux, plus ou moins carbonacés, apparemment non ostiolés, grégaires ou solitaires, sphériques, 220 à 270  $\mu$  de diam. Asques : naissants sur plus de la moitié de la surface interne du périthèce, cylindriques, sommets arrondis, court pédicelle trapu, paroi relativement épaisse, se rompt par le sommet pour libérer les ascospores. Ext. : 62.5-70  $\times$  12.5-15  $\mu$ . Moy. : 64.5  $\times$  13  $\mu$ . Paraphyses hyalines, ramifiées, irrégulièrement dichotomiques, longueur allant jusqu'au double de celle des asques.

Ascospores : généralement distiques, parfois monostiques ou disposées irrégulièrement, hyalines dans l'asque et entourées d'une matière mucosique servant à l'éjection, virant au brun après libération et la matière mucosique disparaît, cylindriques avec bouts arrondis, biloculaires et constrictées au septum, cellule supérieure légèrement plus longue et plus large que l'inférieure, sommet parfois un peu fusiforme très légèrement échinulées. Ext. : 15-18.25  $\times$  3.2-5  $\mu$ . Moy. : 15.75  $\times$  4.75  $\mu$ .

J'ai eu la bonne fortune de pouvoir observer dans l'eau, l'éjection des ascospores d'un asque. Avant sa rupture, l'asque est visiblement distendu et les ascospores semblent suspendues au centre. A la rupture du sommet les premières ascospores sont violemment projetées, tandis que les dernières ne sont émises que beaucoup plus lentement. Ce ne fut qu'avec la préavant dernière que le mécanisme de l'éjection put être suivi.

Je distinguais parfaitement à ce moment la masse mucosique englobant la spore. Cette masse distendant l'asque était poussée lentement par réaction avec les parois vers le sommet. Arrivée à l'orifice la contraction de l'asque projeta la spore à quelque distance.

Pendant ce temps l'avant-dernière et la dernière spore se sont mises en mouvement pour suivre la précédente.



Remarquons que pendant l'éjection des dernières spores on observe des traînées mucosiques allant de l'une à l'autre. (Voir Pl. II, fig. 16 a).

DIAGNOSIS : *Laminis nigris, verrucosis, paulum prominentibus, saepe super totum petiolum expansis. Mycelio sub epiderme immerso, passim erumpente, subiculum simulante et perithecia ferente. Peritheciis verrucosis, plus minusve carbonaceis, solidariis vel gregariis, globulis, ostioliis non conspicuis, 220-270 µ diam. Ascis cylindraceis apice rotundatis, basi pedicello compacto breviter attenuatis, membranis plus minusve crassis, apice sescendentibus, 62,5-70 × 12,5-15 µ (Moy. : 64,5 × 13 µ)*  
*Paraphysis : hyalinis, ramosis, irregulariter dichotomis ascis majoribus. Ascosporis saepius disticis, interdum monostichis vel in ascis passim dispersis, hyalinis ac glutinosis, post liberationem brunnescentibus, uniseptatis et ad septum constrictis. Cellulos plusminusve inaequalibus (superiore majore et interdum apice fusiforme) tenuiter echinulatis : 15-18,25 × 3,2-5 µ (Moy. : 15,75 × 4,75 µ).*

*In folia Elaeidis guineensis JACQ. Jér. 1944. Etabl. Madail Lutshima (Kwango). Typo in Herbaria Division de Phytopathologie Institut National pour l'étude Agronomique du Congo Belge [A. 16(896)]*

**Venturia elaeidis** MARCH ET STEY. Bull. Soc. Roy. Bot. de Belg., XVI, 2, 1929.

*Elaeis guineensis* JACQ., Binga, 26-III-41, réc. C. Leontovitch.

**Xylaria castorea** BERK. Fl. Nov. Zel., I, p. 204, t. CV, f. 10.

Souche de *Cola griseiflora* DE WILD., Yangambi, 29-IV-44. (RLS. 44.239), dét. : J. H. Miller.

**X. involuta** KL., var. **nigrescens** SACC. Myc. Congo novi. Ann. Myc., IV, p. 75 (1906).

Souche d'*Angylocalyx Pynaerti* DE WILD., Yangambi, 12-IV-44. (RLS. 44.081), dét. : J. H. Miller, souche de *Sclerodophloeus Zenkeri* HARMS, Yangambi, 27-IV-44. (RLS. 44.192), dét. : J. H. Miller.

#### HYPocreaceae.

\*\* **Calostilbe striispora** (ELL. ET EV.) SEAVER. Mycologia, XX, 4, p. 248, 1928.

*Musa sapientum* L., Bambesa, 26-VII-1942, réc. J. M. Vrydaghs.

Le fait que ce cryptogame avait jusqu'à présent une répartition uniquement centre américaine engage à donner quelques éclaircissements à son propos.

En 1924 Stahel (41) signale un *Calostilbe* sur cacao au Costa-Rica et sur *Erythrina glauca* à Suriname. Stell (44), en 1937, signale *C. striispora* sur *E. velutina* et *E. umbrosa* à la Trinidad dans les sols fréquemment inondés. En 1941, Baker (2) dans une étude sur ce champignon cite plusieurs hôtes : *Erythrina microteryx*, *E. glauca*, *Theobroma cacao*, *Hevea brasiliensis*, *Cercopia peltata* et commun en saprophyte sur déchets de cabosses de cacao.

Sur *E. glauca* il peut apparaître sur les racines sous le niveau du sol, sur le tronc et sur les grosses branches. Toutefois les attaques se localisent le plus souvent au niveau du sol. Sur *H. brasiliensis* et *Theobroma cacao* il se localise uniquement sur le tronc. Sur ces hôtes il produit des rhizomorphes aplatis blancs, virant au mauve, au pourpre et finalement au noir pourpre. Ceux-ci apparaissent dans le phloème



secondaire, l'écorce ou parfois dans le bois. Il semble d'après les documents que ce champignon ne se développe que dans des conditions d'humidité excessive. A la Jamaïque, la maladie qu'il provoque sur bananier est connue sous le nom de « Bonnygate disease ».

La présente référence est la première sur le continent africain, la première même en dehors de l'Amérique centrale.

Sa présence au beau milieu du continent africain laisserait croire à une importation fortuite. Mes recherches semblent contre-indiquer qu'il y ait eu cette possibilité. Aucune importation de l'Amérique centrale n'ayant été effectuée dans les parages.

La maladie se déclara par la chute des stipes, ceux-ci présentaient des pourritures à la base. L'examen des pieds des stipes révéla la présence des fructifications, tant sexuées qu'asexuées. Ces dernières sont *Calostilbella calostilbe* VON HOHN.

Les columelles du *C. calostilbe* (Photo 2) sont rose violacé portant un capitule globuleux de spores agglomérées par une matière mucilagineuse luisante. Les conidioides triseptées (Pl. I, fig. 6 b), ont deux grandes cellules médianes fuligineuses et deux petites cellules terminales hyalines.

Elles mesurent  $45-50 \mu \times 15-17,5 \mu$  c'est-à-dire légèrement plus grande que les dimensions données par Wardlaw (49).

Les péritthèces cespiteux du *Calostilbe* naissent sur un strome plus ou moins globuleux jaune verdâtre (photo n° 1).

Ils sont de même coloration, sauf une petite zone brunâtre entourant l'ostiole, et affectant une forme ovalaire allongée. Les askes sont claviformes avec les ascospores rassemblées à la partie supérieure. Ils mesurent  $240-360 \mu \times 16-20 \mu$ . La partie contenant les ascospores est d'environ  $80 \mu$ .

Les ascospores sont bicellulaires, de couleur brune, à parois striées longitudinalement ; ce qui leur donne un aspect fusiforme. Elles mesurent de  $37,5-45 \mu \times 10-12 \mu$ , c'est-à-dire des dimensions assez semblables à celles données par Wardlaw.

En mélange avec ces fructifications nous avons observé celles de *Sphaerostilbe repens* B. et Br., autre cryptogame hygrophile. Il est assez intéressant de noter que Ashby, cité par Wardlaw (40, p. 137), a également observé un *Sphaerostilbe* sur des rhizomes de bananiers présentant les caractéristiques de la maladie produite par *C. striispora*.

Cette maladie fut observée en 1942, au cours du mois de juillet, époque à laquelle on enregistre un temps humide, couvert et pour l'année une température moyenne minimum. (Voir Pl. I fig. 6 et photos 1 et 2).

#### ***Podonectria coccicola* (ELL. ET EV.) PETCH. Trans. Brit. Myc. Soc., VII, p. 161, 1921**

forme asexuée : *Tetraecium rectisporum* (CKE ET MASS.) PETCH. Bambusa, II-VIII-42 (RLS, 42.223).

Au mois de juin seule la forme asexuée était observable tandis que *P. coccicola* était très répandu au mois d'août.

Ghesquière (12) l'a observé le premier au Congo et le signale sous le nom d'*Ophiectria coccicola*. Il ne mentionne malheureusement pas ni le lieu de récolte ni la présence de la forme conidienne.



**Sphaerostilbe repens** B. ET BR. Fungi of Ceylon, n° 1005.

*Musa sapientum* L., Bambesa, 28-VIII-42, réc : J. Vrydagh, (RLS. 42.221). En mélange avec *Calostilbe striispora*. (Voir cette espèce).

MICROTHYRIACEAE.

**Asterolibertia burchelliae** (DOIDGE.) DOIDGE. Bothalia, IV, p. 315, 1942.

Feuilles de Rubiaceae (nom vernaculaire en Turumbu : Inaola a yeto), Yangambi, 20-III-44 (RLS. 44.027), déterm. : C. G. Hansford.

PROMYCETES

PUCCINIACEAE.

**Puccinia graminis** PERS. fa. *tritici*.

*Triticum vulgare* L., Lubero, XII-41 ; B. 133 (266), Luango, VIII-42, réc. : G. Cousteaux.

**Puccinia heterospora** BERK. ET CURT. J. Linn. Soc., X, p. 356, 1868.

*Sida* sp. : Lusambo, 13-V-43, (RLS. 43.020).

**P. Maydis** BERENG. Atti VI. Riun. sc. Ital., p. 475, 1844.

*Zea mays* L., Bambesa, 9-VII-34, (RLS. 34.536), Nioka, 6-VIII-31, (RLS. 31.348).

**P. rufipes** DIET. Bot. Jahrbücher, p. 48, 1902.

*Imperata cylindrica*, P. BEAUV. Kitengo, 22-V-43, (RLS. 43.033), déterm. : E. M. Doidge.

**P. triticina** ERIKS. Ann. Sci. Nat., Ser. VIII, p. 270, 1899.

*Triticum vulgare* VILL., Mt Adjo, 20-VIII-31, (RLS. 31.442), Nioka, 31-XII-43, réc. J. Hendrickx.

**Uromyces appendiculatus** (PERS.) LINK. Obs. II, p. 28.

*Phaseolus* sp., Stanleyville, 30-II-31, (RLS. 31.448), Nioka 11-III-42, (RLS. 42.043).

USTILAGINACEAE

**Ustilago crameri** KOERN. in Fuck., Symb. Myc., II, p. 11.

*Pennisetum typhonium* RICCI., Tshumbi, 4-I-34, réc. : J. Gillardin.

BASIDIOMYCETES

CLAVARIACEAE.

**Clavaria similis** BOUD. ET PAT. Journ. de Bot., II, p. 406, t. 8, f. 1.

Sur sable en bordure de route Banningville-Bagata, 22-XI-45, (RLS. 45.051).



Ce Clavaire est très fréquent sur les routes africaines, généralement en terre battue. Dans le cas observé les efflorescences rosées couvraient les bords de la route sur plusieurs kilomètres.

#### HYDNACEAE.

**Acia membranacea** FR. non BULL. *Odontia Bres. Fungi Kmet.*, n° 106, F. Polon., p. 85.

Souche d'*Afrormosia elata* HARMS, Yangambi, 27-IV-44. (RLS. 44.155).

#### POLYPORACEAE.

**Fomes noxius** CORNER, Gard. Bull. St. Sett., V, n° 12, pp. 316-351, 1932.

Souche de *Cellis* sp., Boto, 2-XII-44. (RLS. 44.324), souche de « Banakoni » (N. vern. Bwaka), Boto, 2-XII-44. (RLS. 44.344).

souche de N' Djoko (n. vern. Bwaka), 16-XII-44. (RLS. 44.397).

souche de M' Bilio (n. vern. Bwaka), Zambi (Motenge-Boma). (RLS. 44.352).

souche indéterminée, Yangambi, 27-III-44. (RLS. 44.020).

Ces échantillons sont constitués par des carpophores. Jusqu'à présent la littérature mycologique congolaise ne signale ce champignon que sous le nom de *F. lamaensis* MURR. et ne porte que sur la forme rhizomorphe.

Le « pourrié brun », comme il pourrait communément être dénommé, était connu sous le nom de *F. lamaensis* suite à une erreur de détermination. Corner, en 1932, établit la véritable identité du parasite tandis que, toujours d'après cet auteur, le *F. lamaensis* serait un saprophyte bénin. (Voir photos n° 13 et n° 14).

**Ganoderma emini** (HENN.) KARST. in P. Henn. F. Afr., II, p. 24.

Sur sol, Bambesa, 15-VI-41. (RLS. 41.004).

**G. lucidum** KARST. Rev. Myc., 1881.

Sur sol en forêt, Bambesa, 25-VI-41. (RLS. 41.003). *Elaeis guineensis* JACQ., Kitobola, 14-IX-42. (RLS. 42.287). Temvo, 26-IX-42 (RLS. 42.374). Barumbu, 9-IV-44. (RLS. 44.066-44.067-44.068).

Ce *Ganoderma* fut identifié précédemment (46) sous le nom de *G. appianatum*. Il s'agit en réalité de *G. lucidum*.

\* **Polystictus velutinus** FR. Syst. Myc. I, p. 308.

Souche de *Dialium Yambataense* VERM., Yangambi, 12-IV-44. (RLS. 44.085)

**P. xanthopus** FR. Obs. 2, p. 255. Epier., p. 437.

Sur bois mort sous épais couvert forestier en bordure ruisseau, Bambesa, 10-IV-45. (RLS. 45.001).

\* **Poria mollusca** (PERS.) BRES. Hym. Kmet, n° 77. *Fungi Polon.* p. 73.

Souche de *Caloncoba glauca* GILG., Binga, 18-XII-44. (RLS. 44.400).



**Rigidoporus microporus** (Sw.) V. O. Icones Fungi Malayan., V, 1924.

Les récoltes excessivement nombreuses faites à Yangambi et ailleurs m'empêchent de donner le détail de chacune d'elles. Signalons cependant un hôte très peu connu : *Elaeis guineensis* JACQ. Les observations faites à Yangambi et au Kwango m'ont permis de remarquer des efflorescences de carpophores. Celles-ci se situent toujours à la base du stipe, à ras du sol.

Parmi les souches laissées par le dessouchemennt de la forêt susceptibles d'être fortement envahies par le *R. microporus* il faut faire ressortir celles de *Blighia Wildemaniana* GILG.

Ces souches portent presque toujours un développement excessivement abondant de carpophores. J'ai pu assister au départ de carpophores développés sur une souche de cette essence, à un dégagement de sporées très important.

Par une chaude après-midi, fort ensoleillée, mon attention fut attirée en passant à côté d'une souche par un dégagement apparemment de vapeur. Ce dégagement, vu à contre-jour, frappait la vue tant il était intense et se produisait un peu irrégulièrement par saccades. En contournant la souche, grande fut ma surprise de constater qu'il s'agissait de sporées. Cette observation vaut la peine d'être relatée car la fertilité massive des carpophores de *R. microporus* est fort discutée et en général la littérature mycologique et phytopathologique ne reconnaît pas aux carpophores un rôle important dans la dissémination de ce cryptogame parasite. Devant la grande rareté des observations faites à ce sujet, certains auteurs nient tout rôle propagateur. Tel n'est cependant pas mon avis car d'autres observations me mettent d'un avis opposé. Ainsi j'ai pu observer fréquemment que des souches atteintes mais recouvertes d'une épaisse végétation de *Pueraria javanica* avaient à leurs pieds et immédiatement sous les carpophores d'abondants feutrages mycéliens agglomérant la végétation morte de cette légumineuse de couverture.

D'autre part signalons encore que j'ai pu remarquer à Yangambi qu'une souche de *Ficus* sp., d'environ 1 m. 50 de haut, dont la base était encore en vie, portait sur la partie morte du sommet deux carpophores de *R. microporus*. Je me suis assuré que cette infection n'était pas d'origine rhizomorphique. Je conclus que l'infection ne peut avoir d'autre origine que par les spores.

Les carpophores constituent donc un élément primordial dans la propagation de ce cryptogame dont les ravages, sur les plantes arbustives sont tels que certaines cultures, telles que l'*Hevea* subissent des pertes désastreuses dans certaines conditions.

Je reconnais parmi les essences forestières capables de donner des souches partiellement susceptibles : *Polyalthia suaveolens* ENGL. et DIELS et les *Celtis* spp. J'ai relevé la présence de carpophores sur les essences suivantes : *Gossweilerodendron balsamiferum* HARRIS, *Albizia gummifera* GMEL., *Irvingia* spp., *Staudtia gabonensis* WARB., *Synsepalum dulcificum* DANIELL., *Nylopia africana* OLIV., *Panda Oleosa* PIERRE, *Annenidium Mannii* OLIV., *Microdesmus puberula* HOOK. f., *Pycnanthus kombo* WARB. Par contre il est très rare de rencontrer *R. microporus* sur *Cynometra Alexandri* C. W. et *C. Hanksi* HARRIS.

\* **Trametes cervina** (SCAW.) BRES. Fungi Pol. in Ann. Mycol., I, 1903.

Souche indéterminée. Binga, 19-XII-44. (RLS. 44, 406).



\* **T. hispida** (BAGL.) Fr. Hym. Eur., p. 583.

Souche de *Scorodophloeus Zenkeri* HARMS, Yangambi, 12-IV-44, (RLS. 44.083), dét. : J. Moureau.

\* **T. subsinuosa** BRES. Fungi Pol., p. 81.

Souche de *Klainedoxa gabonensis* PIERRE, Yangambi, 27-IV-54, (RLS. 44.104), dét. : J. Moureau.

**Xanthochorus perennis** (L.) PAT. Hym. de Fr., n° 663.

Souche de *Cynometra Hankei* HARMS, Yangambi, 12-IV-44, (RLS. 44.085a), dét. : J. Moureau et R. L. Steyaert.

AGARICACEAE.

**Armillaria mellea** (VAHL.) QUEL. Vahl, Fl. Dan., C. 1013.

*Leucaena glauca* L. et *Coffea canephora* PIERRE, Kumu, Sept. 1940, (RLS. 40.841), Egbunda, IV-1946, réc. : T. de Otsolig, *Cinchona Ledgeriana* MOENS, Lekwa, 8-III-42, (RLS. 42.019), *Theobroma cacao* L., Yangambi, fév. 1943, réc. J. Poskin, *Elaeis guineensis* JACQ. Yangambi, 27-III-44, (RLS. 44.023), (RLS. 44.021), 19-IV-44, (RLS. 44.117), (RLS. 44.118), *Erythrophloeum guineense* G. DON, Yangambi, 2-V-44, (RLS. 44.261), *Gossypium hirsutum* LMK., Fizi, 13-6-30, (RLS. 30.241), Bobadono, 25-XI-44, (RLS. 44.206), Boketa, 25-XI-44, (RLS. 44.304), *Hevea brasiliensis* MUELL. Lula, 29-X-45, (RLS. 45.016), (RLS. 44.017), (RLS. 45.018).

Sur *Leucaena glauca* à Kumu et *Elaeis guineensis* JACQ. à Yangambi, j'ai observé la formation de carpophores. Sur *Theobroma cacao* à Yangambi l'attaque s'est présentée sous le forme typique du « collar crack ». Sur *Gossypium hirsutum* l'Armillaire se présente sous la forme de gaine mycélienne blanche dans les assises cambiales et par des fendilllements longitudinaux de l'écorce (voir photo n° 9). Mêmes manifestations sur *Hevea* (voir photo n° 10) mais avec des écoulements de latex se coagulant autour des racines.

**Lentinus ciliatus** Lév. Champ. exot., p. 175.

Souche d'Ebenaceae, Yangambi, 12-IV-44, (RLS. 44.077).

**L. tuber-regium** FR. Syst. Myc., I, p. 174, 1821.

Sur sol parmi les herbes basses, Bambesa, 13-VII-41, (RLS. 41.000), dét. : R. L. Steyaert et J. Moureau.

\*\* **Marasmius palmivorus** SHARPLES. Mal. Agr. Journ., p. 313, 1928.

*Elaeis guineensis* JACQ. Yangambi, 27-III-44, (RLS. 44.035).

Un mycélium rosé observé sur des moignons de rachis de palmier fut mis en incubation en atmosphère humide. Deux ou trois jours après apparurent des petits carpophores blancs avec la base du pédicelle enflé et de coloration rose lilacé. Spores 7.5-10 × 5 µ, hyalines, biguttulées, apiculées. Sur cet échantillon le cryptogame



ne paraissait pas avoir une action parasitaire. Toutefois, en mai 1946, des palmiers, dans un état fort avancé de pourriture, portaient un épais foisonnement de carpophores en mélange avec ceux d'une autre agaricaceae, un *Lentinus* sp.

Attirons l'attention sur le fait que *M. palmivorus* est un parasite du panneau de saignée de l'*Hevea* (38).

\* **Omphalia scyphoides** Fr. Fr. Syst. Myc. I, p. 163.

*Paspalum notatum* FLUEGGE, Bambesa, 3-VII-41, (RLS. 41.006), dét. : R. L. Steyaert et J. Moureau.

**Panus piperatus** BEELI, Bull. Soc. Roy. Bot. Bel., LX, 11, 1928.

Très nombreuses récoltes à Yangambi, avril et mai 1944.

Sur souches de : Ebenaceae, *Strombosia grandifolia* HOOK. F., *Antrocaryon Nannanii* DE WILD., *Xylopia africana* OLIV., *Cynometra Hankei* HARMS., *Ochthocosmus Devevri* DE WILD., *Trichilia Prieureana* JUSS., *Klainedoxa gabonensis* PIERRE, *Panda oleosa* PIERRE, *Guarea cedrata* (CHEV.) PELL., dét. : R. L. STEYAERT et J. Moureau.

Très fréquent sur nombre de souches mais ne paraît s'installer que sur celles en état de décomposition déjà avancée.

**Pleurotus eryngii** DC, Fl. fr., VI, p. 47.

*Nerium oleander* L., Bambesa, 31-X-44, (RLS. 44.202), dét. : J. Moureau.

**Schizophyllum commune** FRIES, Syst. Myc., I, p. 333.

*Amygdalus persica* L., Keybergh (Elisabethville), 1-VI-43, (RLS. 43.048).

Carpophores apparaissant sur le tronc sur une hauteur allant jusque 0,70 m. à partir du niveau du sol.

NIDULARIACEAE.

**Cyathus sericeus** SCH.

morceau de bois en forêt, Bambesa, 15-VI-41, (RLS. 41.005), sol en pépinière, Temvo, 28-IX-42, (RLS. 42.376).

DEUTEROMYCÈTES

PHOMALES — PHOMACEAE.

\* **Ascochyta gossypii** WOR. Mon. Jard. Bot. Tiflis 35, 1914.

*Gossypium hirsutum* LMK., sur branches, Bambesa, 2-XII-30, (RLS. 30.205), sur feuilles, Baraka, 6-VI-30, (RLS. 30.247).

Sur branches, se présente sous forme de taches orbiculaires blanchâtres et grises bordées d'un bourrelet très distinct, coloré en brun fuligineux et auréolé de rouge grenat. La désagrégation des tissus au centre de la tache met à nu les vaisseaux libériens.



Des petits points noirs apparaissent sur les tissus désagrégés. Ce sont les pycnides dont le diamètre varie de 100 à 160  $\mu$ . Elles produisent abondamment des spores hyalines, cylindriques, bi-cellulaires arrondies aux deux bouts, de taille variant de 6-12  $\times$  3-4  $\mu$  (Moy. 10,5  $\times$  3,5  $\mu$ ).

Les symptômes correspondent à ceux décrits par J. A. Elliott (9). G. Fron a décrit dans le Bull. de la Soc. Myc. de France (9) (7) un *Phoma Roumii* dont les caractères symptomatologiques paraissent identiques d'après les descriptions. Il nous semble qu'il doit y avoir ici synonymie, car aux stades immatures les pycnides peuvent émettre des spores monocellulaires de 4-8  $\times$  1-3  $\mu$ . Il est fort probable que *Ph. Roumii* se réfère à ces formes immatures.

*A. gossypii* quoique amenant la nécrose des branches ne faisait que très peu de dégâts. Depuis 1930 aucun autre échantillon n'a été observé. Il est vrai que depuis lors, la pratique a adopté des dates de semis plus précoce pour le cotonnier. Ces conditions sont peut-être défavorables au cryptogame. (Voir Pl. I, fig. 10).

**Ascochyta sojaecola** ABRAM. Stat. Prot. Pl. Vladivostock, 1931.

*Soja hispida* MOENCH., Musenene, 27-II-42. (RLS. 42.100).

Inhibant toutes cultures de soja lorsque celles-ci se succèdent sur les mêmes soles.

**Botrydiplodia theobromae** PAT. Bull. Soc. Myc. Fr. p. 136, 1892.

Racines d'*Hevea brasiliensis* MULL., Zambi (Motenge-Boma), 6-XII-44. (RLS. 44.371).

Observé sur la face supérieure de racines dénudées pour la lutte contre les pourrissements et laissées trop longtemps exposées. Ces racines souffrissent vraisemblablement de coups de soleil.

Plantules d'*Entandrophragma* sp. en pépinière, mars 1945 (réc. G. Gilbert).

**Darluca filum** CAST. in Cat. Plant. mars, sup. p. 53.

*Puccinia maydis* BÉRENG. Sur *Zea mays* L., Bambesa, 9-VIII-34. (RLS. 34.536).

*Puccinia rufipes* DIET. sur *Imperata cylindrica* BEAUV., Kitengo, 22-V-43. (RLS. 43.033).

**Diplodia gossypina** CKE., Grevillea, VII, 95, I, 1930.

*Gossypium hirsutum* LMK. (capsules uniquement), Bambesa, 30-XI-30. (RLS. 30.294), Bomokandi, 10-XII-30. (RLS. 30.297), Bafuka, 18-XI-30. (RLS. 30.302), Ibambi, 23-XII-30. (RLS. 30.303), Kempa, 21-XII-34, réc. Follmer.

J'ai observé les mesures suivantes pour divers organes : *Pycnospores* : 22-32  $\times$  12-16  $\mu$  (Moy. : 28,6  $\times$  13,7  $\mu$ ). La relation longueur sur largeur est voisine de 2. Cette relation, d'après Stevens N. E. (45) distingue le *D. gossypina* de la forme asexuée de *Physalospora malorum*. *Pycnides* : 260-280  $\times$  180-320  $\mu$  (Moy. : 400  $\times$  240  $\mu$ ). Les symptômes observés sont les mêmes que ceux décrits par Edgerton (8). La capsule atteinte prend une couleur terre de Sienne pâle. La tache se garnit de petites ponctuations noires. Celles-ci sont les orifices des pycnides. De ceux-ci sortent des cirrhes grisâtres composées de spores noires bicellulaires et de spores hyalines monocellulaires. Ces dernières ne tardent pas toutefois à se cloisonner et à noircir. La capsule est alors recouverte d'une pulvérulence fuligineuse.



**Macrohomina phaseoli** (MAUBL.) ASHBY. Trans. Brit. Myc. Soc., XII, p. 141, 1927.

*Gossypium hirsutum* LMK., Bena N° Sona, 19-V-43, (RLS. 43.024). Bena Mande, 20-V-43, (RLS. 43.024). Vallée Ruzizi, Sept. 43, réc. D. Soyer.

Ce cryptogame a été signalé naguère, par Staner (42) du Maniema comme provoquant le « damping off » des jeunes plantules, en plus de l'attaque de plants aoutés. Nous doutons que ce cryptogame soit responsable du « damping off » des semis. Le *Rhizoctonia solani* KUHN est typique de ces attaques et forme aussi des sclérotes fuligineux mais de taille environ 10 fois plus grande que *M. phaseoli*. Staner ne donne malheureusement pas de dimensions. Il est difficile de conclure. En tout cas *M. phaseoli* n'a plus été renseigné ailleurs comme responsable du « damping off ».

Sur les échantillons examinés, les sclérotes sont très petits, invisibles sans l'aide d'une loupe car ils mesurent environ  $100 \times 100 \mu$ . Ces échantillons se classent parmi les races du type *C.* sensu Haigh (13). La forme sporidienne n'a pas été observée.

\* **Microdiplodia agaves** (NIELSS.) TASS. Bull. Lab. et Ort. Bot. Siena, p. 29, 1902.

*Agave rigidula* MILLER var. *sisalana*, Yangambi, Oct., 43, réc. : G. Gilbert. Vraisemblablement importé de l'Est africain par l'hôte.

\* **Phyllosticta gossypina** ELL et M. Journ. of mycology, pt 129, 1886.

*Gossypium hirsutum* LMK, Bambesa, 25-XI-29 (RLS. 29.117). La Kulu, 22-XI-30, (RLS. 30.282), Dondo, 19-VIII-41, réc. : C. Leontovich.

\* **P. heveae** ZIMM. Bull. Inst. Bot. Buitenzorg, X, p. 21, 1901.

*Hevea brasiliensis* MUELL, Bambesa, 10-I-44, (RLS. 44.003).

Les feuilles atteintes portaient de grandes macules circulaires de 2-3 cm. de diam., de coloration brun-grisâtre situées au milieu du limbe et non uniquement marginal comme le rapporte Petch (22) et Steimann (43). Le centre de ces taches s'effritait.

\* **P. ramicola** PETCH. Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya, III, p. 1, p. 5, 1906.

*Hevea brasiliensis* MUELL., km. 118 de la route de Stanleyville-Irumu, 24-VIII-29, (RLS. 29.015).

Provoque le dépérissement des branchettes. Sur les tissus nécrosés de petites pycnides, plus ou moins lenticulaires émettaient en cirrhes des spores monocellulaires, hyalines, elliptiques, pointues aux deux bouts, biguttulées, de  $6-9 \times 2,5-4 \mu$ . (Voir Pl. I, fig. 15).

\* **P. zea** STOUT. Mycologia, XXII, 6, 1930.

*Zea mays* L., Bambesa, 25-XI-29, (RLS. 29.105), La Kulu, 21-XII-29, (RLS. 29.164).

Taches grisâtres plus ou moins elliptiques allongées dans le sens des nervures, parsemées de petits points noirs formés par les pycnides. Celles-ci, enfoncées dans les tissus de l'hôte sont globulaires, mesurant de  $50-100 \mu$  (Moy. :  $75 \mu$ ), pourvues d'un col plus ou moins apparent.

Spores difficiles à mesurer, car restant agglomérées. De  $4-6 \times 2,5-3 \mu$  (35). (Voir Pl. I, fig. 14).



**Septoria petroselini** DESM. var **apii** BR. ET CAV. Funghi Passess, n° 144.

*Apium graveolens* L., Nioka, 11-III-42, (RLS. 42.034), (RLS. 42.037). Musienene, 27-III-42, (RLS. 42.095), Elisabethville, 20-IX-43, (RLS. 43.072).

Très dommageable au céleri, mais son aire de dispersion est limitée aux régions d'altitude. Dans les plaines de la cuvette centrale congolaise il est remplacé par un parasite non moins grave : *Cercospora apii* FRES.

ZYTHIACEAE.

\* **Aschersonia aleyrodis** WEBBER. Bull. n° 13, U. S. Dept. Ag., Div. of Veg. Ph. at Pat., 1897.

*Africaleurobus vrydaghi* (GHESQ.) sur *Coffea canephora* PIERRE. Bambesa, 10-XI-43, réc. : E. Colignon.

Très fréquent dans les U'elles.

\* **A. goldiana** SACC. ET ELL. Syll. fung. XIV, p. 990. 1899.

*Bemisia gossypiperda* M. et L. var. *mosaicivectura* GHESQ. sur *Manihot utilissima* POHL. Feshi, 6-II-41, réc. : J. Jernander.

**A. hypocroidea** (COOKE ET MASSEE) PETCH. Ann. R. Bot. Gard. Perad. VII, part III, p. 255. 1921.

Aleurode sur *Majidea* aff. *Fosteri*, Yangambi, 3-IV-44. (RLS. 44.037).

\* **A. placenta** B. ET BR. Journ. Linn. Soc., XIV, p. 89. 1873.

Coccides sur feuilles d'*Oryza sativa* L., Bilu, 1-I-44, réc. J. Van Hamme.

MELANCONIALES.

**Colletotrichum agaves** CAV. F. Longob. exs. Pug., II, n° 100.

*Agave rigidula* MILLER var. *sisalana*, Yangambi, oct. 1943, réc. : G. Gilbert.

\* **C. falcatum** WENT. Ziekt. v. Suikerr. Java, 1898.

*Sorghum arundinaceum* (WILLD.) STAPEL., Bambesa, 23-IV-41, (RLS. 41.001).  
*Zea mays* L., Bambesa, 25-XI-20, (RLS. 29.105).

Sur *S. arundinaceum* cause des taches orbiculaires bordées de rouge violacé.

Sur *Z. mays* les taches sont également orbiculaires mais bordées d'une teinte brun olivâtre.

**C. hindemuthianum** (SACC. ET MAGN.) BRI. ET CAV. Fung. Paras., n° 50. 1892.

*Phaseolus* sp., Veamba, 1-V-42, (RLS. 42.204).

**C. theobromicolum** DEL. Bull. Soc. Myc. de France, XXI, p. 191. 1905.

Cabosses de *Theobroma cacao* L., Barumbu, 26-II-30, (RLS. 30.342).

En 1932 (46) un *Colletotrichum* fut signalé sur cabosses de cacaoyer à Barumbu. Il s'agit de *C. theobromiculum*. Delacroix ne donne que des dimensions de spores



de  $15-18 \times 4-5 \mu$  alors que celles que nous avons observées sont de  $22,5-35 \times 5-8 \mu$  (Moy. :  $25,5 \times 7,3 \mu$ ). A part cette différence les autres caractères relatifs aux conidiophores, aux trichomes, à l'aspect de l'acervule sont les mêmes. Mes mesurations de spores furent faites sur des spores mûres, fraîches, détachées et recueillies en masse. Delacroix ayant fait ses observations sur du matériel d'herbier n'aura vraisemblablement mesuré que des spores immatures et encore attachées aux conidiophores.

**Sphaceloma fawcetti** JEN. Phytopath., XV, p. 99, 1925.

*Citrus bigarradia* LOISEL, M'Vuazi, 1-IX-42, (RLS. 42.226).

MONILIALES.

MONILIACEAE.

**Alternaria brassicae** (BERK.) var. **dauci** (KUHN) BOLLE.

*Daucus carota* L., Nioka, 2-III-42, (RLS. 42.044), Kitengo, 22-V-33, (RLS. 43.031).  
Peut être très dommageable.

**A. citri** ELL. et PIE Bot. Gaz., 33, pp. 234-235, 1902.

*Citrus limonum* RISSO, route Élisabethville-Jadotville, (RLS. 43.055).

**A. macrospora** ZIMM. Ber. Land u Forst w. Deut. O. Af., II, 1, 1904.

*Gossypium hirsutum* LMK., Bambesa, 25-XI-29, (RLS. 29.092), Biodi, 18-VIII-35.  
réf. : Ludwig, Bambesa, 15-VIII-35. Tukpwo, 9-VIII-38, réf. Engelbeen. (Voir Pl. I, fig. 1).

**A. solani** (ELL. ET MART.) J. ET G. Torrey Bot. C., 24 : 254-258, 1897.

*Solanum lycopersicum* L., Kitengo, 22-V-43, (RLS. 43.032), *S. tuberosum* L., Thysville, 7-IX-42, (RLS. 42.252), Tenke, 5-VI-43, (RLS. 43.061).

**Brachysporium dioscoreae** R. L. STEVAERT, N. SP.

*Dioscorea trifida* L. (syn. *D. triloba* WILLD.), Bwamanda, 4-XII-44, (RLS. 44.346).

DESCRIPTION : *Macules foliaires* : irrégulières, grandes, englobant jusqu'à une foliole entière, grisâtre, à marge diffuses. *Conidiophores* : bruns clairs, dressés ou flexueux, solitaires ou par groupe de 3-4, naissant sur des cellules globuleuses, simples ou parfois ramifiés. Apex plus clair ou hyalin, géniculés avec cicatrices conidienues nombreuses,  $160-246 \times 7,5 \mu$  (à la base) ou  $5 \mu$  (au sommet). *Conidies* : ob-elliptiques, arrondies au sommet, 2-4 septées, généralement tri-septées, cellule basale apiculée, brun très clair, si pas hyaline. Cellules médianes brun très foncé mais non fuligineuses, pourvues à maturité de parois très épaisses. Chaque cellule pourvue très fréquemment d'une goutte d'huile. Cellule supérieure subhyaline parfois muriforme. Epispore imperceptiblement échinulée :  $27,5-40 \times 11,25-1,75 \mu$ . Moy. :  $34,5 \times 14,7 \mu$ .

DIAGNOSIS : *Foliorum maculis irregularibus, magnis, saepe totum foliolum expansionis, cinereis, cum marginibus diffusis. Conidiophoris brunneolis, erectis vel flexuosis,*



*solitaris vel gregaris (3-4), ex cellulis globosis oriuntibus, simplicibus vel ramosis, apice decoloratis vel hyalinis, geniculatis cum numerosis conidiorum cicatricibus, 160-246 × 7.5 µ (ad basim), 5 µ (ad apicem). Conidiis, obellepticis, apice rotundatis, 2-4 septatis; basis cellula apiculata, pallide brunneola vel hyalina; cellulis intermediis atro-brunneis, sed non fuliginosis, saepe uniguttulatis, cum membrana crassa, apicis cellula interdum muriforme. Episcoris obscure echinulatis: 27.5-40 × 11.25-17.5 µ (Moy.: 34.5 × 14.7 µ).*

*In folia Dioscoreae trifidae L., Bwamanda (Ubangi), 4-XII-44. (RLS. 44.346). Typo in Herbaria Division de Phytopathologie de l'Institut National pour l'Étude Agronomique du Congo Belge (Pl. II, fig. 17).*

**Cercospora apii** FRES. Beitr., 3, 91, 1863.

*Apium graveolens* L., Lisala, 10-XI-40, réc. C. Leontovitch. Kikwit, 26-V-40, réc. J. Jernander.

Cause une défoliation très préjudiciable et limite la culture du céleri dans les régions basses de la cuvette congolaise (voir : *Septoria petroselini*).

**C. cassavae** ELL. ET EV. Bull. Torrey Bot. C., XXII, p. 438, 1895.

*Manihot utilissima* POHL., Luvungi, 24-V-30, (RLS. 30.231), Pandu, 15-VIII-41, réc. : C. Leontovitch.

Parasite très répandu mais peu nuisible.

\* **C. cinchonae** ELL. ET EV. J. of Myc., III, p. 17, 1887.

*Cinchona ledgeriana* MOENS, Nioka, 14-III-42, (RLS. 42.053).

S'attaque aux feuilles cotylédonaires et cause une fonte des semis.

**C. contraria** SYD. IN DE WILD. Fl. B. et M. Congo, III, f. I, p. 21, 1900.

*Dioscorea trifida* L. (*D. triloba* WILLD.), Bwamanda, 4-XII-44. (RLS. 44.347).

**Cercospora elaeidis**, R. L. STEYAERT N. SP.

*Elaeis guineensis* JACQ., Kodoré, 19-IX-42, réc. : J. L. Robert. Dima, V-1944, réc. : Van Homsen.

Aucun *Cercospora* n'a été signalé sur *E. guineensis* jusqu'à présent. Voir page 49 : Addendum.

DESCRIPTION : *Macules foliaires* : hypophylles, rondes, bord extérieur garni d'un bourrelet dépassant légèrement le niveau du limbe : brun foncé, cerclées d'orange, environ 1 mm. de diam., fréquemment confluentes pour former des taches irrégulières botryoides. *Mycelium interne*. *Conidiophores* : simples, sortant des stomates par groupes de 2 à 6-7 filaments, pseudostrome plus ou moins bulbeux à la base, longs flexueux, formant des touffes très ouvertes, de coloration brun foncé allant de 185-250 × 5-7 µ, septées, à cicatrices conidienennes très évidentes. *Spores* : aciculaires-obclavulées, brun-jaunâtre, à bout devançant graduellement hyalin, 6-9 septées, longueur : 125-187 µ, largeur à la base : 6-10 µ, largeur au 2/3 du sommet : 4-5 µ, bouts fréquemment arqués.

DIAGNOSIS : *maculis hypophyllis, rotundatis, margine plus minusve prominentibus, atro-brunneis, circiter aurantiis, 1 mm. diam., saepe in maculis botryoideas coalescen-*



*tibus. Mycelio in folio immerso. Conidiophoris: simplicibus, gregariis (2-6-7), ex apertura stomatis erectis, in plus minusve pseudostromatibus basi expansis, longis, flexuosis, atro-brunneis, 185-250  $\mu$  longis, 5-7  $\mu$  crassis, septatis, cum conidiarum cicatricibus perfecte conspicuis. Sporis acicularibus, apicem versus pallescentibus ac hyalinis, 6-9 septatis, 125-187  $\mu$  longis, 6-10  $\mu$  basi, 4-5  $\mu$  ad tertiam longitudinis partem, crassis, apice falcatis.* (Voir Pl. I, fig. 5).

*In folia Elaeidis guineensis JACQ. Kodoro, 19-IX-42. Typo in Herbaria Division de Phytopathologie de l'Institut National pour l'Étude Agronomique du Congo Belge. [B. 141 (332)].*

**C. gossypina** COOKE in Grevillea, XII, p. 31, 1883.

*Gossypium hirsutum* LMK., Bambesa 25-XI-29, (RLS. 29.005). Route Alipago (Bambesa), 28-XI-29, (RLS. 29.112), Bafuka, 4-XII-29, (RLS. 29.129) Mwana-Kussu, 2-V-1930, (RLS. 30.198).

**C. musae** ZIMM. Cent. f. Bakt. u Parasit., II, 8, 219, 1902.

*Musa sapientum* L., M'Vuazi, 12-IX-42, (RLS. 42.279).

Très fréquent au Bas-Congo mais ne semble pas s'être répandu à l'intérieur du pays. Assez dommageable par ses nécroses foliaires. Spores : 30-65  $\times$  2,5-5  $\mu$  (Moy. : 40,5  $\times$  4,15  $\mu$ ), 1 à 6 septées. Moy. : 2,4  $\mu$ .

**C. nicotianae** ELL. ET EV. Proc. Acad. Nat. Sci. Philad., 1893.

*Nicotiana tabacum* L. (feuilles), Yangambi, XI-39. Goma, 1-IV-42, (RLS. 42.115).

Bwamanda, 30-X-41, réc. : J. M. Vrydagh. Bwanda, 30-X-41, réc. : C. Leontovich.

Surtout préjudiciable aux jeunes plantules de semis, en plate-bande.

**Cordana musae** (ZIMM.) V. HOHN. Cent. Bakt u Paratk., II, LX, 1923.

*Musa sapientum* L. (feuilles), Bambesa, 9-I-44, (RLS. 44.002). Yangambi, 10-IV-44, (RLS. 44.072).

Les spores, contrairement à ce que dit Wardlaw (49, p. 305), sont légèrement fuligineuses, mais elles sont, et de beaucoup, moins colorées que les conidiophores.

Elles mesurent 11-20  $\times$  6,5-11  $\mu$  (Moy. : 16  $\times$  10  $\mu$ ). De nombreux autres organismes furent observés en symbiose, notamment des lichénisations qui se localisent à la face supérieure uniquement. Économiquement peu important.

\* **Chlamydomyces palmarum** (CKE) MASON. Ann. Account fungi. I. M. Inst., 1, p. 37. 1928.

*Musa sapientum* L. (fruits), variété argentée. Rubona, II-1945, réc. : J. B. H. Lejeune.

**Cladosporium hemileiae** STEYAERT. Bull. Soc. Roy. Bot. Bel., XIII, 46, 1930.

*Hemileia vastatrix* BERK ET BR. sur *Coffea canephora* PIERRE, Dembia, 10-XII-43, (RLS. 43.571). Ogandra, 28-II-31, réc. : J. M. Vrydagh. *H. vastatrix* sur *C. arabica* L., Nioka (Les rocs), 3-V-37, réc. T de Otsolig.

L'aire de dispersion semble assez étendue et *C. hemileiae* se rencontre dans les climats aussi différents que ceux de Nioka (1700 m. d'altitude) et de Stanleyville (400 m. d'alt.). Toutefois il n'est pas fréquent dans les stations où il a été observé.



**C. herbarum** (PERS.) LINK, Sp. Pl. fungi, p. 53, 1824.

*Triticum vulgare* L., Kalonge, 27-VII-42, réc. : G. Couteaux.

Sur épis, qu'il recouvre de pulvérulences noires. En mélange avec une Staurospore.

**Grallomyces portoricensis** STEV. Bot. Gaz., 65, p. 245, 1918.

*Meliola khayae* HANSE, var. *minor* HANSE, sur *Khaya* sp., Stanleyville, 30-VIII-45. (RLS. 45.006), dét. : C. G. Hansford.

*Meliola irvingiae* HANSE, sur *Irvingia wombulu* VERN., Stanleyville, 30-VIII-45. (RLS. 45.004), dét. : C. G. Hansford.

**Helicosporium hendrickxii** HANSE, non encore publié.

*Meliola elaeis* STEV. var. *africanum* HANSE, ET DEIGHTON sur *Elaeis guineensis* Jacq., Yangambi, 18-IV-44. (RLS. 44.113), dét. : C. G. Hansford.

**Helminthosporium canephora**. R. L. STEYAERT, N. SP.

*Coffea canephora* PIERRE, Eala, mai 1937, réc. G. Couteaux.

Sur les macules de *Leptosphaeria canephora* n. sp. se rencontrent parfois les spores et conidiophores de *H. canephora*. Deux *Helminthosporium* sont connus sur cafiers : *H. coffeeae* MASS. et *H. ubangiense* P. HENN.

Ces deux espèces se distinguent nettement d'*H. canephora* par les dimensions de tous les organes, notamment plus grands, et leur morphologie.

A première vue on peut confondre les conidios de *H. canephora* avec les ascospores de *L. canephora*. Les tailles étant sensiblement égales, la distinction se marque seulement par la forme des conidios. Tandis que les ascospores sont fusiformes les conidios sont arrondis aux deux bouts.

DIAGNOSE : Conidiophores : hypophylles, sortant de l'épiderme, bruns clairs, érigés, dispersés, parfois accouplés, bouts acuminés, petits, 22,5-37,5 × 2,5-4 µ. 2-3 septa. Conidios : cylindriques, bouts arrondis, droites ou parfois légèrement arquées, brunes, 3-5 septa, 25-30 × 7,5 µ Moy. : 27 × 7,5 µ.

Je présume que *H. canephora* est la forme asexuée de *Leptosphaeria canephora* quoique les *Helminthosporium* sont généralement rapportés à des *Phaeodictyaceas* et non à des *Phaeosporeae*. L'absence d'ascospores muriformes ne nous permet pas en tout cas de classer *L. canephora* ailleurs que dans ce genre.

DIAGNOSIS : *Hyphis conidiophoris, hypophyllis, epiderme exudantibus, brunneis, erectis, sparsis, solitariis, quandoque binis, apice subacuminatis, brevibus, 22,5-37,5 × 2,5-4 µ, 2-3 septatis. Conidios, cylindrici, apice rotundatis, rectis vel leniter curvatis brunneis, 3-5 septatis, 25-30 × 7,5 µ; Moy. : 27 × 7,5 µ.*

Species *Leptosphaeria canephora* n. sp. consociata. (Voir Pl. I, fig. 9 a. b). In folia *Coffea canephora*, Eala.

Type in Herbario Division de Phytopathologie de l'Institut National pour l'Étude Agronomique du Congo Belge, 'A. 11 (55)'.

**H. capense** THUEM. in Flora, LIX, p. 579, 1876.

*Meliola rizalensis* SYD. sur *Thomandersia laurifolia* BAILL. (vide : *M. rizalensis*).



\* **H. oryzae.** V. B. DE H. in Bull. Jard. Bot. Buitenzorg., VI, p. 11, 1900.

*Oryza montana* LOUR; Bambesa, nov. 1939, (RLS. 29.068), La Kulu, déc. 1929, (RLS. 29.089), Stanleyville, 13-VIII-30, (RLS. 30.185). Basoko, août 1941, réc. V. Krasniansky.

\* **Macrosporium coffeaeum** AVERNA Mol. Crypt. do Café, pp. 54-55, 1917.

*Coffea arabica* L. (rameaux), Luvangira, 18-VIII-31, (RLS. 31.391).

Les dimensions des spores de mon échantillon correspondent assez bien avec celles données par Averna-Sacca (1). Les spores mesurent  $28-72 \times 10-14 \mu$  (Moy.  $44.8 \times 12 \mu$ ) contre  $32-59 \times 10-8-19 \mu$  pour ce dernier auteur.

Dans les deux cas les conidiophores naissent sur une masse d'hyphes ayant l'apparence de strome.

J'ai l'impression que ce cryptogame sera mieux rangé dans le genre *Alternaria*, car les spores ont des cicatrices d'insertion aux deux pôles. Ce qui témoignerait d'une caténulation.

Ne paraît pas être fréquent et par conséquent peu dommageable. (Voir Pl. I, fig. 2).

\* **Oospora meliolae** HANSFORD. Proc. Linnean Soc. of London, p. 4, Oct. 1943.

*Hemileia vastatrix* BERK ET BR. sur *Coffea canephora* PIERRE, Dembia, 25-V-33, (RLS. 33.477), Moswa, 8-VIII-36, (RLS. 36.836 et 36.937).

En 1933, j'eus l'attention attirée par une pulvérulence blanche recouvrant des taches d'*H. vastatrix* (voir photo n° 15). Au microscope j'observai de longs conidiophores minces, mal différenciés du thalle, de  $200 \times 2-3 \mu$ , dont les quelques dernières cellules portaient des denticulations. Celles-ci localisées généralement près du septum supérieur donnaient naissance à des spores hyalines, ovoïdes, isolées ou caténulées de  $2-3.3 \times 1.6 \mu$ .

En culture sur extrait de pomme de terre dextrosé, (Difco) ce cryptogame donna un abondant thalle blanc avec des conidies et des conidiophores légèrement plus grands que dans les conditions naturelles. Ici aussi les conidiophores se distinguent très mal du thalle et de toute façon ils sont simples et non ramifiés.

Petch a décrit (26) un *Gonatorrhodiella coccorum* venant en association avec *Cephalosporium lecanii* sur *Lecanium viridis* ou seul sur un *Aleyrodes* du manguier. En 1931 (28) il le met en synonymie avec *Rhinotrichum album* décrit par lui-même en 1926 (27).

Le cryptogame observé est indistinguable du dessin donné par Petch pour *R. album*. La seule distinction réside dans les hôtes, les uns des insectes, l'autre un cryptogame. J'ai envisagé l'hypothèse d'un parasite d'un insecte mycopophage, mais mes recherches restèrent vaines à cet égard. Il semble donc bien que l'hôte direct soit *H. vastatrix*.

En 1943, Hansford décrivit *O. meliolae*. Sa description concorde parfaitement avec les caractéristiques du cryptogame de mon échantillon.

J'ai expédié des exsiccata au Dr D. H. Linder du Farlow Herbarium à Cambridge, U. S. A. et à C. G. Hansford de Kampala. Le premier classe le cryptogame parmi les *Sporotrichum* tandis que le second en concordance de vue avec E. W. Mason de Kew le classe comme *Oospora*.



Il en a fait une espèce distincte, par rapport à *R. album*, vu la différence notable d'hôtes. Toutefois la similitude frappante entre *R. album* et *O. meliolae* m'incline à penser qu'ils sont synonymes. Seule l'étude comparative des types permettra de décider. En raison de l'extrême confusion régnant parmi un grand nombre de genres de Moniliaceae, je réfère provisoirement ce cryptogame à *O. meliolae*. J'exclus le genre *Rhinotrichum* qui est manifestement une erreur pour *R. album*.

**Pachybasium erectum.** R. L. STEYAERT, n.sp.

*Elaeis guineensis* JACQ., Luké, 24-IX-42, (RLS. 42.353), (RLS. 42.346), (RLS. 42.363), Kiniati-Lukula, 29-IX-42, (RLS. 42.380), (RLS. 42.381), Ganda-Sundi, 4-X-42, (RLS. 42.392), Kwenge, 26-XI-45, (RLS. 45.067), (RLS. 45.068), (RLS. 45.072).

S'attaque aux palmes non encore épanouies. En les ouvrant on remarque sur le limbe des taches plus ou moins circulaires qui, par le contact des folioles, intéressent plusieurs d'entre-elles. En se développant les taches envahissent toute la foliole et blanchissent. Les tissus nécrosés se lacentrent (voir photo n° 11).

DIAGNOSE : *Macules*, plus ou moins circulaires au début, se logeant sur le bord et entre les folioles non épanouies principalement sur le bord, progression centripète accompagnée de blanchiments et de lacerations de tissus nécrosés. A l'ouverture de la palme la nécrose peut s'arrêter et n'intéresser que le bout de la foliole. Lorsque la palme tarde à s'ouvrir la nécrose devient importante.

*Conidiophores* : érigés, naissant sur des filaments bruns au départ d'une cellule mycélienne polygonale d'environ  $7-10 \times 8-11 \mu$ . Formation d'un setum brun de 3 à 4 cellules de  $55-105 \times 6,5 \mu$ . La cellule terminale émet un filament hyalin de 3 à 4 cellules émettant à son tour, en dessous des septa supérieurs et plus ou moins en verticilles des ramifications ventrues et rostrées. Des ramifications secondaires du même type peuvent apparaître. Dimensions totales :  $110-220 \times 5-6,5 \mu$ . *Conidies* : pyriformes ou elliptiques de  $5 \times 2,5-3 \mu$ , hyalines, naissant terminalement sur les ramifications et pouvant y rester agglomérées quelque temps en sphéroïdes.

DIAGNOSIS : *Maculis* : *plus minusve orbiculatis*, *primo in non extenti palmitis foliorum nervos (saepissime apicem) increscentibus, deinde petiolum versus procedentibus, folios albicanibus et lacerantibus*. *Conidiophorū* : *erectis, ex bruneis hyphis exundantibus, basi brunneis, 3-4 cavernulis, 55-105 × 6,5 μ, apicem versus hyalinis verticillatis, ventriosis ac rostratis, quandoque ramosis, 110-220 × 5-6,5 μ. Sporis piriformibus aut ellipsoideis, 5 × 2,5-3 μ hyalinis, acrogenis, saepe congregatis*. (Voir Pl. I, fig. 3).

*Type in Herbaria Division de Phytopathologie Institut National pour l'Étude Agronomique du Congo Belge, Luké, in folia Elaeidis guineensis JACQ., Luké, 24-IX-42, (RLS. 42.353).*

**Piricularia oryzae** BR. ET CAV. I funghi paras. d. pl. colt. ad ut., fasc. 8, 1892.

*Oryza montana* (épis), Vahila, oct. 1929, réc. : P. Dungelhoeff, Yangambi, sept. 1929, réc. : R. Govaert, Bili oct. 1929, réc. : de Frayssinet, Dembia, oct. 1929, réc. : T. de Otsolig, Aketi, 26-II-33, réc. : T. de Otsolig, Bomokandi, 17-XII-29, (RLS. 29.151).

Il ne paraît pas être un parasite aussi préjudiciable au Congo qu'en Italie.



**Verticillium dahliae** KLEB Mycol Centralb., 3 (2), p. 49, 1913.

*Gossypium hirsutum* LMK. route Wamba-Ibambi, 1-XII-34, (RLS. 34.570), dét. : Centralbureau voor Schimmelcultures Baarn., Ibambi, 23-XII-34, réc. de Bergeyck, Wamba, 24-XI-37, Dangabu, 5-XI-38, (RLS. 38.840), Bangazeno, 7-XI-38, réc. : J. Vandersmissen, Madodo, 7-XI-38, réc. : J. Vandersmissen, route Dingila-Makongo, 28-IX-40, réc. : V. Joachim, Yapama, 22-XI-44.

La nomenclature des *V. albo-atrum* RH. ET BERT. et *V. dahliae* KLEB. est sujette à une certaine controverse. Les uns voient en *V. dahliae* le *V. albo-atrum* de Reinking et Berthold qui se distingue principalement par la formation de petits sclérotés ronds. D'autres, comme Wollenweber, font du *Verticillium* que Klebahn considère comme *V. albo-atrum*, une variété dénommée *V. albo-atrum* var. *caespitosum* WR.

Cette confusion provient d'une description insuffisante de Reinking et Berthold. Cette question pourra être difficilement réglée sur la base de la priorité. Il faut s'en tenir à l'opinion généralement adoptée.

Celle que suit le Centralbureau voor Schimmelcultures s'identifie avec celle de Klebahn. En considération de cet usage je l'adopte.

TUBERCULARIACEAE.

**Beniowskia sphaeroïdea** (KALCHBR. ET CKE) MASON, List II, I, p. 26. Imp. Bur. Mycol., 1928.

*Pennisetum purpureum* SCHUM., Bambesa, 18-VIII-43, (RLS. 43.545) Musienene, 27-III-42, (RLS. 42.107).

Se développe sur le limbe, surtout en période humide et froide. Ne paraît pas être un parasite actif. Les macules sont petites et ne causent jamais la mort de la feuille.

**Fusarium avenaceum** (FR.) SACC. Syll. Vol. IV, p. 713, 1886.

Syn. : *F. paspalicola* P. HENN.

*Paspalum* sp., route Bambesa-Alipago, 6-V-34, réc. : R. Pittery.

**F. graminearum** SCHWABE, Fl. Anhaltina, 2, 285, 1838.

*Triticum vulgare* L., Luhotu (Alt. moy. 2200 m.), août 1942, réc. : G. Couteaux.

Gazonnement rose-carminé à rose brunâtre sur épis. Dimensions de conidies :

3-septées	: 32.5-42.5 × 5 µ (Moy. : 37.5 × 5)
4-	: 32.5-50.0 × 5 µ (Moy. : 42.5 × 5)
5-	: 40.0-67.5 × 5 µ (Moy. : 52.25 × 5)
6-	: 47.5-65.0 × 5 µ (Moy. : 59.0 × 5)

Ces mensurations s'identifient avec celles que donnent Wollenweber et Reinking (52, p. 83). L'attouchement avec l'ammoniaque ne fait pas virer le mycélium au bleu-violet mais on remarque cependant une coloration amarante.

Il s'agit sans doute d'une forme de *F. graminearum*.

**F. moniliforme** SHELD. Neb. Ag. Expt. Stat., Ann. Rep., 17, pp. 23-32, 1904.

*Gossypium hirsutum* LMK. (capsules), Poko, 21-XII-29, (RLS. 29.070), Boyambi et Bosengwene, 7-XI-41, réc. C. Leontovitch.



Ce champignon a été remarqué à plusieurs reprises, mais je ne puis affirmer son caractère parasitaire. Généralement il se localise à la base des capsules, sous les bractées (voir photo n° 3). Les taches d'aspect vitreux que l'on y perçoit, donnant par incubation un développement de *F. moniliiforme*, sont aussi atteintes par des bactéries.

\* ***F. oxysporum* SCHLECHT. Fr. 1 Wr. Zeitsch. f. Parasitk., 3, Bd. 3, p. 418, 1931.**

*Solanum tuberosum* L. Nioka, 30-XII-43, réc. : J. Henderickx.

Les macroconidies observées ont les dimensions suivantes :

1-septées :	15 × 3.75 μ
2- "	: 25.6-27.5 × 3.75-5 μ
3- "	: 27.5-35 × 5 μ
4- "	: 27.5-35 × 5 μ
5- "	: 35 × 5 μ

Présence de chlamydospores lisses typiques de la forme 1 de Wollenweber

\* ***F. scirpi* LAMB ET FAUT. var. *filiferum* (PREUSS.) Wr. Anal. Mycol., 15, 1917**

*Sabal blackburnianum* GLAZEBR. (flèche), Yangambi, 12-IV-44. (RLS. 44.008a).

En association avec un *Fusarium sp.* Prélevé sur une pourriture de la flèche.

***F. vasinfectum* ATK fr 1 Wr. Zeitsch. f. Parasitk., 3 Bd. p. 423, 1931.**

*Gossypium hirsutum* LMK. Bambesa, 7-XII-37. (RLS. 37.822 à 832), dét. : Centralbureau voor Schimmelcultures Baarn.

De nombreuses récoltes de ce cryptogame ont été faites par plusieurs récolteurs dans diverses régions du Congo.

*F. vasinfectum* avait été signalé avant 1937 au Congo Belge. L'examen de la documentation révèle qu'il s'agit d'erreurs de déterminations. En décrivant la « Fausse anthracnose », Ghesquière (11) relate que les *Dysdercus spp.* inoculent le *F. vasinfectum* dans les capsules et qu'en outre les piqûres de ces insectes y sont visibles sous la forme de petites taches rondes, concaves, de coloration rouge noirâtre. Cette description correspond à celle d'*Helopeltis bergerothi* REUT. tandis que, comme on le sait, celles des *Dysdercus* sont invisibles de l'extérieur de la capsule et ne se manifestent que par des bourgeonnements à l'intérieur de la paroi. En outre les *Dysdercus* inoculent le *Nematospora coryli* PEG. et autres Saccharomycètes et non le *F. vasinfectum*. Il est vrai que l'on trouve fréquemment des *Fusarium* blancs ou rosés sur les piqûres d'*H. bergerothi* mais ceux-ci n'ont aucune relation avec le *F. vasinfectum*. Comme cet auteur ne signale pas les symptômes de trachéomycose, caractéristique essentielle de la maladie provoquée par ce cryptogame on ne peut accorder de crédit à ce signalement.

La première mention sur laquelle il faut s'arrêter est celle de D. Soyer (40) qui signale les symptômes de maladie en ces termes : « les plants deviennent bruns, se fanent, se dessèchent, se rétrécissent dans la région du collet, une pulvérulence blanche apparaît parfois. Une coupe dans la région des vaisseaux montre un anneau brun nécrosé. Dans les coupes microscopiques un mycélium hyalin obstrue en partie les vaisseaux conducteurs de sève. La pulvérulence blanche est formée d'un amas de spores fusiformes.



En cultures, j'ai obtenu les spores en fuseaux, les microconidies et les chlamydospores. Les dimensions diffèrent légèrement de celles de *Fusarium vasinfectum* ATK. »

Ces symptômes paraissent être ceux d'une trachéomycose, mais ils diffèrent de ceux observés dans les cas typiques de *F. vasinfectum* par les caractéristiques suivantes : 1) Le collet de la plante n'est jamais rétréci et la pulvérulence blanche n'est jamais constatée. 2) Cette maladie ne fut plus observée à Gandajika depuis 1935. Dans les cas typiques de *F. vasinfectum* on voit une progression annuelle de la maladie. C'est une règle générale dans toutes les infections de *F. vasinfectum* observées depuis 1937.

Depuis cette année, au cours de laquelle le *F. vasinfectum* fut découvert à Bambesa, de nombreuses prospections furent effectuées tant par le personnel de la Division de Phytopathologie de l'INÉAC que par le personnel du service agronomique du gouvernement. Actuellement le *F. vasinfectum* (« Wilt ») est connu au Congo Belge dans les régions suivantes : DISTRICT ULE : (Bambesa, Titule, Dingila, Makongo), (Dungu-Pilipili-Biodi) (Paulis-Missa-Viadana) (Tukpwo-Bango) (le sud-est du territoire de Bili), (M' Boli), (en mélange avec le *Verticillium dahliae* au nord de Wamba). DISTRICT STANLEYVILLE : (Bafwasende), (Opienge). DISTRICT UBANGI : (Bobadono), (Vandongi). DISTRICT SANKURU : Territoires de Lomela et de Lodja, (une région située à 20 km. au nord de Lusambo), (Mwene-Ditu-Fuamba).

L'origine de cette maladie est due à l'importation de graines contaminées des États-Unis d'Amérique. A Bambesa la maladie se développe le plus activement dans les sols à pH variant de 4 à 6. Il s'agit donc d'un *F. vasinfectum* acidophile. Ce fait accouplé à celui du parasitisme de variétés américaines de *Gossypium* prouve qu'il s'agit du *F. vasinfectum* américain (sensu Kulkarni et Mundkur) (18).

***Fusarium xylocrioides*. R. L. STEYAERT, N. SP.**

*Coffea excelsa* A. CHEV. (tige), Bangui, 1-VIII-39, réc. : H. Frédéric.

En août 1939 je recevais par avion deux souches de *C. excelsa* expédiées de Bangui (A. E. F.). En ravivant les sections faites dans les troncs je remarquais des lignes noirâtres concentriques situées à 3 à 4 mm. sous l'écorce.

En prélevant aseptiquement ces tissus colorés j'obtenais pour les deux échantillons des isolments qui me donnèrent tous le même cryptogame. J'ai acquis de fortes présomptions que nous nous trouvons en présence du cryptogame responsable de la grave épiphytie qui ravagea les plantations de *C. excelsa* de l'Afrique Équatoriale française jusqu'à rendre cette culture impraticable. Nous sommes en présence d'une trachéomycose, vraisemblablement terriole car la coloration noirâtre du bois pouvait s'observer jusque dans les racines. Les mêmes symptômes furent observés sur des *C. excelsa* en provenance de la plantation d'Aba (frontière Congo belge-Soudan Anglo-Égyptien) où cette maladie fut également funeste à la culture.

Je n'ai malheureusement pas été en mesure de pouvoir faire des isolments sur ces échantillons.

Le cryptogame est une espèce nouvelle dont je donne la description. (Voir Pl. I., fig. 8 et photos, 4, 5 et 6).

DIAGNOSE : Sur Difco Potato agar. Mycélium aérien blanc rasant la surface du



milieu de culture, formations sclérotoides noires à ramifications arbusculiformes (photo n° 4), rappelant l'aspect de petits xylaires. Ces masses sclérotoides perdent leur aspect ramifié, au cours de repiquages répétés, et finissent par donner une pellicule noire recouvrant la surface du milieu. Les masses sclérotoides ont tendance à se former sur les parties les plus sèches du tube de culture. Absence de chlamydospores. *Microconidies*, abondantes (photo n° 5), allantoïdes, formées en capitules sur conidiophores courts peu ramifiés,  $5-10 \times 2-3.75 \mu$ . *Macroconidies*, moins abondantes (photo n° 6), partie centrale de la conidie cylindrique ou à courbures parallèles. Sommet de la spore nettement recourbé. Base appendiculée, mais non apparemment pédiculée.

1-septées :  $10-17.5 \times 2.5-3.75 \mu$  (Moy. :  $14.2 \times 3.25 \mu$ )

3-septées :  $13.75-20 \times 2.5-3.75 \mu$  (Moy. :  $16.65 \times 3 \mu$ )

4-septées :  $22.5-3.75 \mu$ .

Nous classons cette espèce dans le groupe *Arachnites* de Wollenweber et Reinking.

DIAGNOSIS : *Mycelium aerium album substrati stratum. Sclerotia, nigra, ramosa, ramis arbusculiformibus, aut nigra membrano nigra super substratum aiffusa. Chlamydosporae absunt. Microconidiis, numeris, allantoideis, in capitula glomeratis, 5-10 - 2-3.75  $\mu$ . Conidiophoris brevibus, parum ramosis. Macroconidiis, plus minusve numeris, media parte cylindrica vel equaliter curvata, apice falcatis attenuatis sed non distincta pediculatis.*

1-septatis :  $10-17.5 \times 2.5-3.75 \mu$  (Moy. :  $14.2 \times 3.25 \mu$ )

3-septatis :  $13.75-20 \times 2.5-3.75 \mu$  (Moy. :  $16.65 \times 3 \mu$ )

4-septatis :  $22.5 \times 3.75 \mu$ .

In truncis coffeeae excelsae, Typo in Herbaria Division de Phytopathologie de l'Institut National pour l'Étude Agronomique du Congo Belge, Bangui (A. E. F.).

[B. 300 (563)].

\* **Microcera coccophila** DESM. Ann. Sci. Nat. Ser., 3, Vol. X, p. 539, 1848.

*Lepidosaphes beckii* NEWM. sur *Citrus limonum* RISSO, Keybergh (Elisabethville), 1-VI-43, (RLS. 43.043), sur *Citrus aurantium* L., Arboretum d'Elisabethville, 2-VI-43, (RLS. 43.053). Bambesa, 11-XII-43, (RLS. 43.079).

Ce parasite du *L. beckii* est très répandu à Elisabethville, mais la forme sexuée, *Sphaerostilbe flammea* TUL. n'a pas été observée lors de mon passage dans la région en mai-juin 1943.

\* **Myrothecium roridum** TODE. Fungi Mecklenb., I. 25, 1790.

*Gossypium hirsutum* LMK. Tshimbi, sept. 1941, réc. : C. Leontovitch. Yapama, 26-IX-42, réc. : G. Settembrino. *Pistia sp.*, sur plantes cultivées en laboratoire (École de Médecine tropicale Léopoldville), oct. 1943.

Sur *G. hirsutum* cause de petites nécroses foliaires irrégulières, se rompant au milieu. Les sporodochia apparaissent sur le tissu nécrosé en petites masses tabulaires noires frangées de mycélium floconneux blanc. La forme tabulaire est obtenue par l'agglomération des spores par une masse mucilagineuse. Sporodochia irréguliers plus ou moins  $1/4$  à  $1/2$  mm. de diam. Parfois confluentes et pouvant atteindre 1 mm. à 1,5 mm. Spores noires, unicellulaires, plus ou moins cylindriques contenant une goutte d'huile à chaque extrémité, mesurant  $7-8 \times 2 \mu$ .



Preston (31), a démontré le caractère parasitaire de ce cryptogame sur *Viola cornuta*. Sa description concorde parfaitement avec ce que j'ai pu observer. Le *M. roridum* se rencontre en Angleterre, en été, sur l'hôte mentionné. D'après cet auteur sa référence serait la première sur le caractère parasitaire. Sur *G. hirsutum* est un parasite secondaire n'occasionnant que des nécroses bénignes.

\* ***M. verrucaria* (ALB. ET SCHWEIN). DITMAR EX FR. Deutschl. Flora, III, taf. 4, 1813.**

*Hibiscus rosa-sinensis* L. Yamganbi, 18-IV-44. (RLS. 44.111).

Sur feuilles : taches rondes de tissus nécrosés marquées plus ou moins concentriquement de zones alternantes claires et sombres entourées d'une auréole jaunâtre tranchant nettement sur le limbe vert sombre. Après un certain temps les tissus nécrosés s'effritent et quoique n'ayant qu'une tache nécrosée restreinte, la feuille jaunit complètement et tombe. Les fructifications apparaissent seulement sur les tissus nécrosés. Peut-être un peu plus grandes que celles de *M. roridum* mais ne se différencient pas autrement. Les spores sont plus courtes et ovalaires. Très commun à Yangambi sur les haies d'*Hibiscus* taillés.

\* ***Pseudomicrocera henningssii* (KOORDERS) PETCH. Trans. Brit. Myc. Soc., p. 164, 1921.**

Coccides sur *Cocos nucifera* L., Bambesa, 6-VII-44. (RLS. 44.273).

***Spegazzinia meliolae* ZIMM. Centralb. f. Bakt., II Abt, VIII, p. 221, 1902.**

*Meliola rizalensis* SYD. sur *Thamandersia laurifolia* BAILL. lieu et déterm. : voir *M. rizalensis*.

\* ***Tetracium rectisporum* (CKE ET MASSEE) PETCH. Trans. Brit. Myc. Soc., VII, p. 161, 1921.**

*Lepidosaphes beckii* NEWN. sur *Citrus spp.* : M' Vuazi, juillet 42, réc. : Van Laere, Bambesa, 15-IX-41. (RLS. 41.013), (voir aussi *Podonectria coccicola*), M' Vuazi, 4-IX-42. (RLS. 42.244), Kondo, 26-IX-42. (RLS. 42.365).

A Bambesa, parasite efficacement le *L. beckii* et tient le développement de celui-ci en échec. Moins important au Bas-Congo, où le *Tubercularia coccicola* (voir cette espèce) domine. La forme parfaite, *Podonectria coccicola* (voir cette espèce) a été observée à Bambesa seulement. Les *Tetracium* se distinguent par des spores trifides, ou rarement tétrafidés ou bifides, hyalines. Les branches sont réunies à la base par une cellule plus ou moins polygonale. Dimensions : branches médianes : 144.5-220 + 6.8-7.5  $\mu$  (16 à 23 cellules), branches latérales : 87.5-150  $\times$  6.5-7.5  $\mu$  (6 à 18 cellules).

D. Soyer le signale du Bas-Lomami.

***Tubercularia coccicola* STEVENS ANN. Rep. Ins Stat. Porto-Rico, 1917.**

*Lepidosaphes beckii* NEWN. sur *Citrus spp.*, M' Vuazi, VII-1942, 1-IX-42. (RLS. 42.231), (RLS. 42.228), (RLS. 42.239).

Ce parasite du *L. beckii* est très répandu au Bas-Congo et y prédomine sur le *Tetracium rectisporum*. Jusqu'à présent il n'a pas été remarqué dans le nord de la Colonie. Ghesquière signala (12) naguère un *Nectria* sp. sur *L. beckii* mais ne donne ni le lieu ni ne fait mention de la forme conidienne.



STILBACEAE.

\* **Arthrobotryum glabroides** STEV. Bot. Gaz. 65, t. V, p. 237, 1918.

*Meliola elaeis* STEV. var *africanum* HANSF ET DEIGHTON sur *Elaeis guineensis* JACQ.  
Yangambi, 18-IV-44, (RLS. 44.113), déterm. : C. G. Hansford.

**Stilbothamnium dybowskii** (PAT.) HENN. Monsunia, 27, 1899.

*Landolphia* sp. (graines), Bambesa, 29-X-43, réc. : J. M. Vrydagh. Graines indéterminées : Bambesa, 12-VIII-41, réc. : J. Moureau.

MYCELVIA STERILIA.

**Rhizoctonia solani** KUHN Krankh. der Kultuurgew., p. 224, 1858.

*Solanum tuberosum* L., Thysville, 7-IX-42, (RLS. 42.253), *Cinchona ledgeriana* MOENS, Lekwa, 14-III-42, (RLS. 42.055). *Lactuca sativa* L., Nioka, 11-III-42, (RLS. 42.052).

**Sclerotium rolfsii** SACC. Anal. Myc., X, p. 322, 1912.

*Soya hispida* MOENCH, Eala, 2-VI-29, (RLS. 29.001), *Gossypium hirsutum* LMK. (capsules), Bomokandi, 17-XII-29, (RLS. 29.145). Ibambi, 22-XII-30, (RLS. 29.322), *Sanchezia nobilis* Hook. f. Bambesa, 2-VIII-33, (RLS. 33.483). *Gossypium hirsutum* LMK. (plantules), Bambesa, 2-VIII-33, (RLS. 33.487).

*S. rolfsii* peut s'attaquer aux jeunes semis et en déterminer la « fonte » mais jusqu'à présent je ne l'ai observé que dans les terres sablonneuses. Les capsules atteintes ne l'étaient que parce qu'elles touchaient terre. (Voir photos, n° 7 et 8).

ALGAE

**Cephaeluros virescens** KUNZE 1827 sec., Hariot in Journ de Bot., 1889.

*Citrus* sp., M. Vuazi, 4-IX-42, (RLS. 42.248), *Urena lobata* L., Gimbi, 21-IX-42, (RLS. 42.334), *Hevea brasiliensis* MUELL. (forme parasitaire), Kondo, 26-IX-42 (RLS. 42.304) ; (forme lichénisée), Kondo, 21-IX-42, (RLS. 42.343). *Theobroma cacao* L., Barumbu, 27-III-31, (RLS. 31.345). *Clinogyne* sp., Bambesa, 22-I-44, (RLS. 44.004). *Aleurites cordata* STEUD., Molenge, 21-X-41.

Le polymorphisme de *C. virescens* a fait naître de nombreuses polémiques en matière de systématique. Le noeud de la question est de savoir s'il existe une ou plusieurs espèces.

Il y a indubitablement deux formes, l'une parasitaire, l'autre hémi-saprophytique ou lichénisée. Il m'est échu la bonne fortune de pouvoir les observer toutes deux sur une même plante hôte, l'*Hevea brasiliensis*, au Mayumbe. Ces circonstances sont particulièrement heureuses car elles permettent d'établir une étude morphologique comparative où les facteurs, hôte et lieu, sont uniformisés.

La forme hémi-saprophytique (RLS. 42.343), sous l'aspect d'une tache pileuse, circulaire, de couleur rouille, se loge uniquement sur la face supérieure des feuilles. La réaction du support ne se marque que par une convexité du limbe. A la dessiccation, ces taches, formées du thalle de l'algue, prennent une teinte vert glauque.



Les caractères de la forme parasitaire sont nettement différents. Essentiellement hypophylle, elle détermine des plages nécrotiques circulaires de 0,5 à 1 cm. de diamètre, plus ou moins translucides au stade jeune, brun-jaunâtre ou grises à un stade plus avancé et bordées de brun violet. Au centre on distingue une pilosité jaune citron, peu dense. Celle-ci est formée des sporangiophores. Contrairement à la forme hémisaprophytique il y a très peu de thalle externe. Petch (25 pp. 56-59) signale sur thé l'existence de ces deux formes, la saprophytique sous le nom de *C. mycoidea* et la parasitaire sous le nom de *C. parasiticus*. Cet auteur observa également la teinte jaunâtre des sporangiophores et la formation de taches nécrotiques translucides (oil spots). Sur le théier, la teinte de ces taches diffère un peu, mais le halo brun pourpre est également présent.

La comparaison des caractéristiques dimensionnelles sont données au tableau II.

TABLEAU II.

Sporanges	
forme hémisaprophytique	forme parasitaire
27-30-33 × 17-20-25 µ	22-28-35 × 17-21 (*)-23 µ
Nbr de spor. par tête : 4-8-12	2-4
Sporangiophores	
Pieds : 157-670 × 12-18 µ	75-150 × 10-12 µ
Nbr de cellules par pied : 3-6-8	2-3
Têtes A : 27-48-60 µ B : 32-45-53 µ	25-31-45 µ 28-30-38 µ

A = mensurations horizontales

B = mensurations verticales

(\*) Les chiffres en grasse indiquent les moyennes.

Les dimensions de la forme parasitaire, à part celles des sporanges, sont, comme on le remarquera, beaucoup plus réduites que dans la forme hémisaprophytique. Il y a également une réduction du nombre de sporanges par tête. Par contre les dimensions des sporanges sont égales dans les deux formes. Ce caractère est peut-être suffisamment important pour se rallier à la conception d'une espèce unique. Elle ne pourra toutefois s'affirmer que par des inoculations contrôlées au départ des deux formes.

J'attire l'attention sur la localisation des deux formes. Tandis que la forme hémisaprophytique vit dans l'éclairement direct, la forme parasitaire ne reçoit la lumière que filtrée par la chlorophylle foliaire. Il en résulte que la lichénisation, toujours présente d'ailleurs, n'est possible que pour la forme hémisaprophytique épiphylle. De ce facteur découlent, à mon sens, toutes les différences morphologiques.



PHANEROGAMES PARASITES

**Orobancha minor** SUTTON.

*Apium graveolens* L. « Les rocs » (Nioka), 11-III-42, (RLS. 42.041). *Erythrina* sp., Kwandruma, 12-III-42, (RLS. 42.047), dét. : Miss Bottomley, Nat. herb. Pretoria.

**Striga hermonthica** (Delile) Benth.

*Zea mays* L., Niarambe, 28-VII-31, (photo n° 16).

BIBLIOGRAPHIE

1. AVERNA-SACCA (Dr. R.) Molestias cryptogamicas do cafeiro — Sao Paulo, 1917.
2. BAKER (R. E. D.). Immortelle disease. — *Trop. Agriculture, Trinidad*, XVIII, 5, pp. 96-101, 1941 (*R. A. M.*, XX, 1941).
3. BALLY (W. Dr.). Handboek voor de Koffiecultuur : Eerste deel : De ziekten van de Koffie. — De Bussy, 1931.
4. BOURDOT (H.) et GALZIN (A.). Hymenomycetes de France. I. Heterobasidiés-Homobasidii-Gymnocarpe, Paris, 1927.
5. BRESADOLA (J.). Iconographia mycologica. Mediolani, 1933.
6. CORNER (E. J. H.). The identity of the fungus causing wet root rot of rubber trees in Malaya. *Journ. Rub. Res. Inst. Malaya*, Vol. III, n° 2, p. 120, 1931-32.
7. DELACROIX (Dr. G.). Maladies des plantes cultivées dans les pays chauds, Challamel, 1941.
8. EDGERTON (C. W.). The rots of the cotton boll. — *Louisiana Agric. Stat. Bull.*, n° 137, Déc. 1912.
9. ELLIOTT (J. A.). A new *Ascochyta* disease of cotton. — *Un. of Arkansas, Exp. Stat. Bull.*, n° 178, 1922.
10. FITZPATRICK (H. H.). The lower Phycomycetes. McGraw Hill, 1930.
11. GHEQUIÈRE (J.). Fausse anthracnose du cotonnier provoquée par les piqûres du *Dysdercus*. — *Bull. Agr. Congo Belge*, Vol. XII, p. 702, 1921.
12. — Note sur les coccides parasites des agrumes au Congo Belge. — *Rev. Zool. Bot. Afric.*, XIV, 3, pp. 310-316, 1927.
13. HAIGH (J. C.). *Macrophomina phaseoli* (MAUBL.) ASHBY and *Rhizoctonia bataticola* (TAUB.) BUTLER. — *Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya*, XI, pp. 213-249, 1930.
14. HANSFORD (C.G.). Host list of the parasitic fungi of Uganda. — *East African Agr. Journ.*
15. — Contribution towards the fungus flora of Uganda, V., fungi imperfecti. *Proc. Linnean Soc. of London*, p. 40, oct. 1943.
16. JOLY (R. L.). Les conséquences de la mosaïque du manioc. — *Rev. de Bot. App. et d'Agr. Trop.*, XI, pp. 99-104, 1931.
17. KADOW (K. J.). The raspberry white-bud disease and its relation to bitter-rot of apples. — *Phytopathology*, 25, pp. 91-103, 1935.
18. KULKARNI et MUNDKUR. Studies in the Wilt disease of Cotton in the Bombay Presidency. — *Indian Journ. Agr. Science*, IV, part VI, dec. 1934.



19. LINDER (D. H.). A contribution towards a monograph of the genus *Oidium* (Fungi imperfecti). — *Lloydia*, Vol. 15, pp. 165-207, sept. 1942.
20. MILLER (J. M.). South African Xylariaceae. — *Bothalia* IV, part II, sept. 1942.
21. NOACK (F.). *Colletotrichum coffeatum*. — *Boletin de Agric.* Anno 1902, Ser. 3a, n° 1, S. Paulo.
22. PETCH (T.). The diseases and pests of the rubber tree. MacMillan, 1921.
23. — Studies in entomogenous fungi. — *Trans. Brit. Myc. Soc.*, II et III, 1921.
24. — Diseases of the tea bush. — Mac Millan 1923.
25. — Entomogenous fungi: additions et corrections. — *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. X, III, 1925.
26. — Studies in entomogenous fungi, VI. Cephalosporium and associated fungi. — *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. X, part. III, 1925.
27. — Entomogenous fungi: additions and corrections II. *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. XI, pp. 258-266, 1926.
28. — Notes en entomogenous fungi. — *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. XVI, pp. 55-75, 1931.
29. — Notes en entomogenous fungi. — *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. XXI, pp. 34-67, 1937.
30. PRESTON (N. C.). The parasitism of *Myrothecium roridum* TODE. *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. XX, IV et VI, pp. 242-250, 1936.
31. — Observations on the genus *Myrothecium* TODE I. the three classic species. — *Trans. Brit. Myc. Soc.*, Vol. XXVI, part III et IV, pp. 158-168, déc. 1943.
32. RABENHORST. *Kryptogamen flora*. Vol. IX, p. 684.
33. RAINIO (A. J.). Antraknose der Agaven erzeugt durch *Gleosporium fructigenum* BERK. (*Colletotrichum agaves* CAV. *Gleosporium agaves* SYD.) *Glomerella cingulata* (STONEM.) SP. et SCH. Valt. Maaltoulsk. Julk. 96, 1937 (R. A. M., XVII, p. 322).
34. SACCARDO. *Sylloge fungorum Patavii*.
35. SAVULESCU (T.) et SANDU-VILLE (C.). Beitrag zur Kenntniss der Micromyceten Rumaniens. — *Hedwigia*, LXXV, 3, 4, 1935 (R. A. M., XV, 1936).
36. SEAVER (J.). Studies in tropical ascomycetes. IV. Some Hypocreales from Trinidad. *Mycologia*, XX, 2, pp. 52-59, 1928.
37. — Notes and brief articles. — *Mycologia*, XX, 4, p. 248, 1928.
38. SHARPLES (A.). Diseases and pests of the rubber tree, MacMillan, 1936.
39. SNYDER (W. C.) et HANSEN (H. N.). Species concept in Fusarium. *Journ. of Bot.*, Vol. 27, pp. 64-67, 1940.
40. SOYER (L.). Rapport de la Station de Gandajika 1935. — *Bull. Agr. Congo Belge*, Vol. XXVII, p. 219, 1932.
41. STAHEL (G.). Verslag van een dienstreis naar Centraal-Amerika. Dept. van Landb. Suriname, *Bull.* 45, 73 pp., 1934 (R. A. M., IV, 1925).
42. STANER (P.). Rapport mycologique sur la campagne cotonnière de 1927 au Maniema et au Kivu. — *Bull. Agric. Congo Belge*, Vol. XIX, n° 4, déc. 1928.
43. STEINMAN. Ziekten en plagen van *Hevea brasiliensis*. Buitenzorg, 1925.
44. STELL (E.). Report of the Plant Pathologist, 1937. — *Rep. Dep. Ag. Trin. et Tob.*, 1937, pp. 65-70, 1938 (R. A. M., XVII, 1938).
45. STEVENS (N. E.). The life history and relationships of *Diplodia gossypina*. — *Mycologia*, XVII, p. 191, 1925.



46. STEYAERT (R. L.) Rapport d'inspection phytopathologique des cultures de la Régie des Plantations de la Colonie. — *Bull. Agric. Congo Belge*, Vol. XXIII, I, pp. 105-126, 1932.
47. — Présence du *Sclerospora maydis* (RAC.) PALM. au Congo Belge. *Publ. INEAC*, Ser. Scient. n° 13, 1937.
48. VAN OVEREEM (C.). Ueber den roten Wurzelpilz. Beitrage zur Pilzflora von N. Indie. *Bull. Jard. Bot. Buitenzorg*, Sec. III, Vol. VII, pp. 436-446, 1925.
49. WARDLAW (C. W.). Diseases of the banana MacMillan, Londres, 1935.
50. WEIR (J. R.). A Pathological survey of the Para rubber tree (*Hevea brasiliensis*) in the Amazon valley. — *U. S. Dep. Agric. Dep. Bull.*, n° 1380, 1926.
51. WESTON (W.) et UPPAL (B. N.). The basis for *Sclerospora sorghi* as a species. — *Phytopathology*, 25, pp. 573-585, 1932.
52. WOLLENWEBER (H. W.) et REINKING (Dr. O. A.). Die Fusarien. Paul Parey, 1935.
53. WOLLENWEBER (H. W.). Fusarium monographie : Fungi parasitici et saprophytici. — *Zeits. f. Parasitenk.*, 3 Bd, 3 heft, 1931.

ADDENDUM A LA PAGE 35

Depuis le dépôt du manuscrit j'ai pris connaissance de l'article de Claude Moureau. (Un *Cercospora* parasite des feuilles du palmier à huile au Moyen Congo. — Revue de Mycologie, tome XII, 1<sup>er</sup> suppl. Colonial (supplém. n. 2), pp. 37-38, 1<sup>er</sup> mai 1947) qui décrit une nouvelle forme du *Cercospora palmicola* Speg. et qu'il dénomme *f. stilbacea*.

Ce *Cercospora* est nettement distinct de *C. elaeidis* R. L. Steyaert.



PLANCHE I.

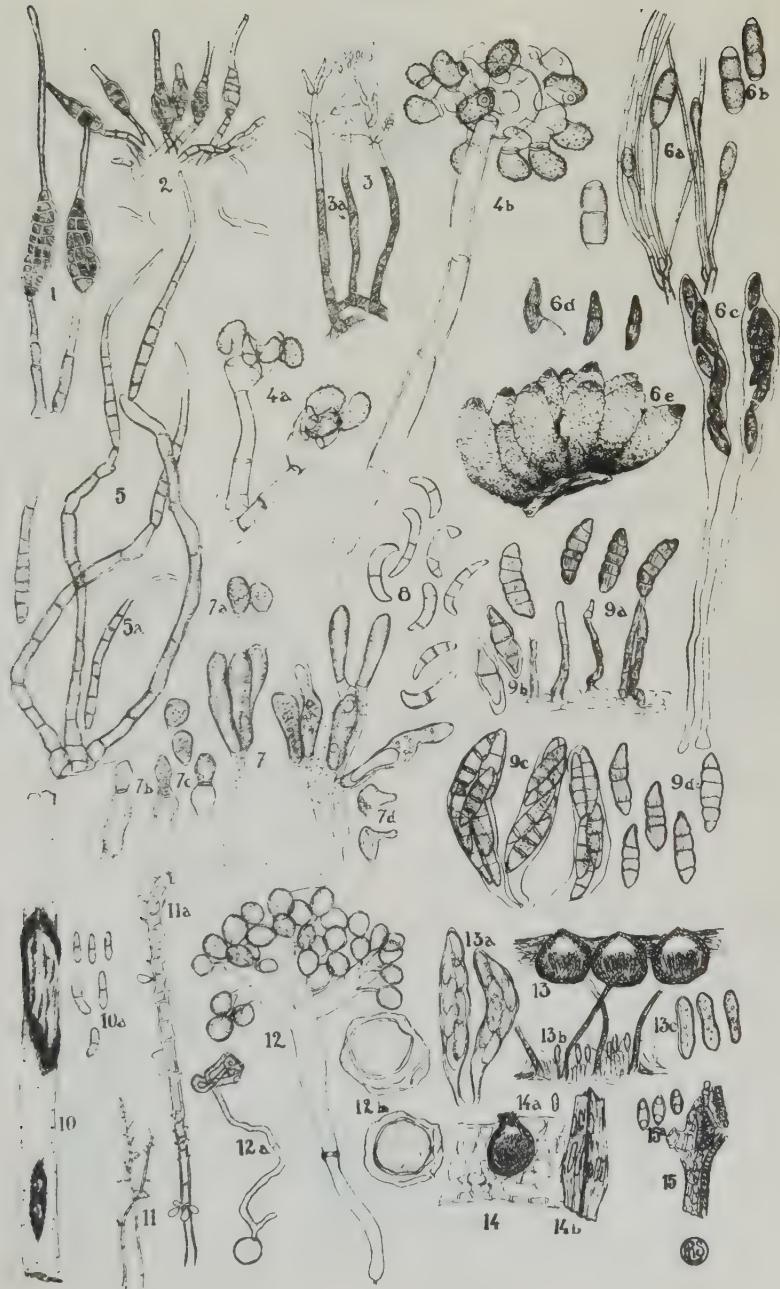




PLANCHE II.

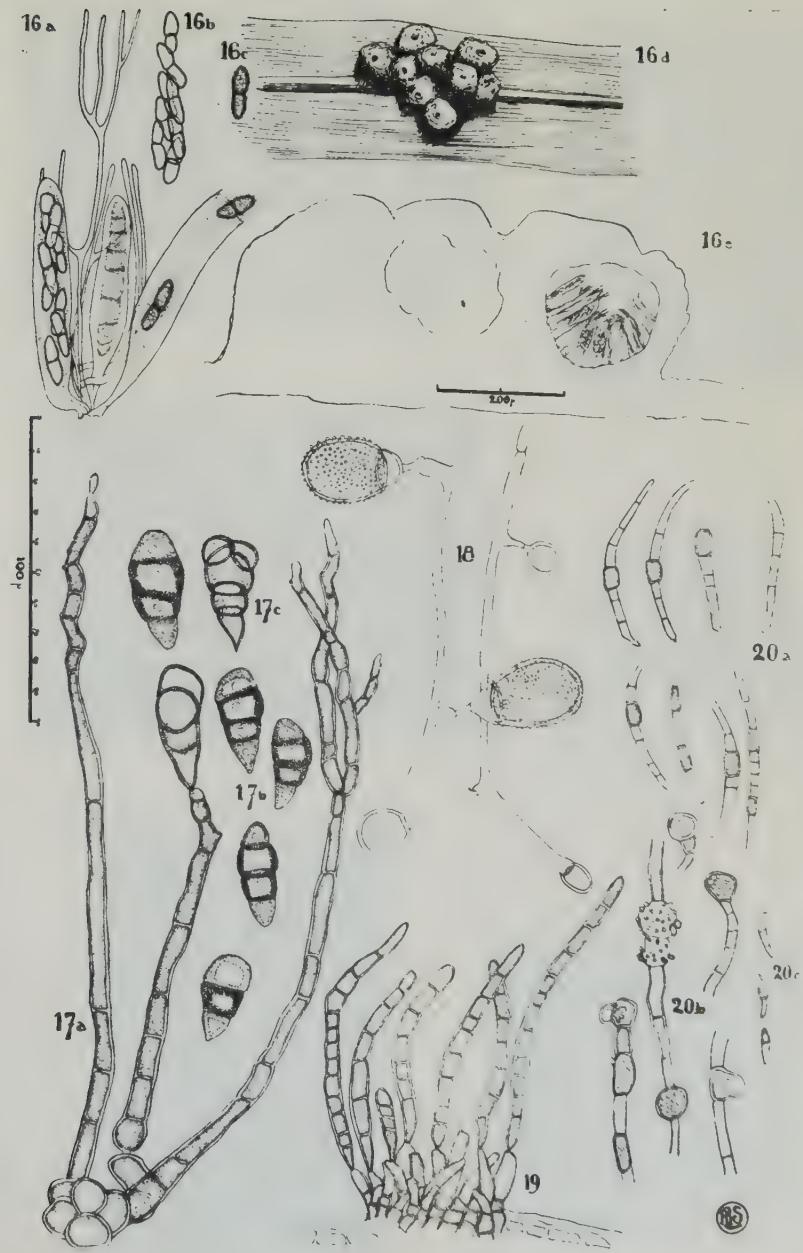




PLANCHE III.



Photos n° 1.



Photo n° 3.



Photo n° 3.

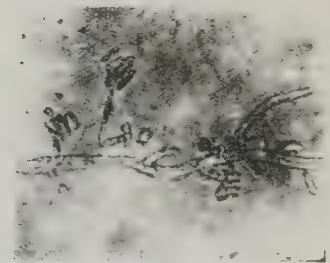


Photo n° 5



Photo n° 4



Photo n° 6



PLANCHE IV.



Photo n° 7

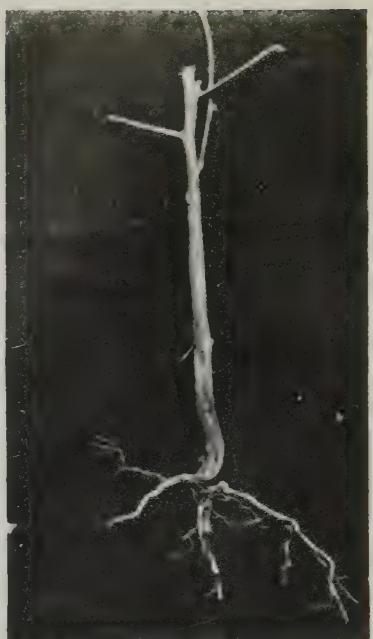


Photo n° 9



Photo n° 8



Photo n° 10



PLANCHE V



Photo n° 11



Photo n° 12



PLANCHE VI.



Photo n° 13.



Photo n° 14



Photo n° 15



Photo n° 16



## EXPLICATION DES PLANCHES

### PLANCHE I.

FIG. 1 : *Alternaria macrospora* ZIMM. Conidiophore et Conidies  $\times 200$ .

FIG. 2 : *Macrosporium coffeeanum* AVERNA. Conidiophores et conidies sur branchette de *Coffea arabica* L.  $\times 200$ .

FIG. 3 : *Pachybasium erectum* N. SP. Conidiophores et conidies.

A remarquer les ramifications en forme de phialides et l'agglomération des conidies au bout de l'une d'elles.  $\times 200$ .

FIG. 4 : a) *Cephaeluros virescens* KUNZE forme parasitaire  $\times 200$ .  
b) " " " saprophytique  $\times 200$ .

FIG. 5 : *Cercospora elaeidis* N. SP. Conidiophores et conidies  $\times 200$ .

FIG. 6 : *Calostilbe striispora* (ELL. & EV.) SEAVER et sa forme asexuée *Calostilbellla calostilbe* VON HOEHN.

- a) Conidiophores, paraphyses et conidies immatures de *C. calostilbe*  $\times 200$ .
- b) Conidies de *C. calostilbe*  $\times 200$ .

Ces conidiophores, paraphyses et conidies sont disposés en capitule sur un stipe.

- c) Asques et ascospores de *C. striispora*  $\times 200$ .
- d) Ascospores libres de *C. striispora*  $\times 200$ .
- e) Périthèces grégaire de *C. striispora*  $\times 40$ .

FIG. 7 : *Entomophthora pyralidarum* PETCH. Sporangiophores et sporanges.  $\times 200$ .

- a) sporanges  $\times 200$ .
- b) c) stades de la formation des sporanges  $\times 200$ .
- d) germination des sporanges  $\times 200$ .

FIG. 8 : *Fusarium xylarioides* N. SP. spores  $\times 500$ .

FIG. 9 : *HELMINTHOSPORIUM CANEPHORAE* N. SP.

- a) Conidiophores et conidies  $\times 400$ .
- b) conidies immatures  $\times 400$ .
- LEPTOSPHAERIA CANEPHORAE N. SP.
  - c) Asques et ascospores. Les ascospores non libérées n'ont qu'une légère teinte brûnâtre.  $\times 400$ .
  - d) Ascospores libres, nettement colorées en brun  $\times 400$ .

FIG. 10 : *Acochyla gossypii* WORON. Branche de cotonnier atteinte par un chancre + 1.

- a) pycnospores  $\times 500$ .

FIG. 11 : *Oospora meliolae* HANSF.

- a) conidiophores et conidies  $\times 100$ . A remarquer sur le conidiophore les petits stérigmates insérés en général sur le haut des cellules.
- b) Dessin schématique montrant la caténulation des spores.

FIG. 12 : *Sclerospora maydis* (KUL.) WEST. et UPP.

- Sporangiophores et sporanges  $\times 200$ .
- a) germination d'un sporange  $\times 200$ .
- b) Oogone contenant l'Oospore  $\times 200$ .



FIG. 13 : *Glomerella cingulata* (STONEM.) SPAULD. et V. SCHR. sur *Manihot utilissima* POHL.  
disposition des périthèces dans les tissus d'un rameau.

- a) Asques et ascospores  $\times 100$ .
- b) *Colletotrichum coffeatum* NOACK sur *M. utilissima*
- c) Acervules  $\times 80$ .
- d) conidies  $\times 400$ .

FIG. 14 : *Phyllosticta zae* STOUT. Pycnides dans les tissus de la feuille.  
a) pycnospores  $\times 500$ .  
b) aspect de la tache sur la feuille.

FIG. 15 : *Phyllosticta ramicola* PETCH. pycnide enfoui dans les tissus d'un rameau.  
a) pycnospores biguttulées  $\times 500$ .

PLANCHE II.

FIG. 16 : *PARODIELLA GLOEOSPORIDIA* N. SP.

- a) Paraphyses et asques à divers stades de maturité.  $\times 400$ .
- b) Ascospores immatures  $\times 400$ .
- c) ascopore mure  $\times 400$ .
- d) agglomérat de périthèces env. 25  $\times$ .
- e) coupe en travers périthèces 83  $\times$ .

FIG. 17 : *BRACHYSPORIUM DIOSCOREAE* N. SP.

- a) conidiophores et conidies  $\times 400$ .
- b) conidies mures  $\times 400$ .
- c) conidie présentant un aspect muriforme.  $\times 400$ .

FIG. 18 : *Chlamydomyces palmarum* (CKE) MASON.

mycélium et conidies à divers stades de maturité  $\times 400$ .

FIG. 19 : *Cercospora contraria* SYD.

conidiophores et conidies  $\times 400$ .

FIG. 20 : *Fusarium scirpi* LAMB. et FAUT. var. *hififerum* (PREUSS.) WR.

- a) Macroconidies. La plupart portent des cellules transformées en chlamydospores  $\times 400$ .
- b) divers stades de chlamydospores venant sur mycélium.
- c) microconidies dont quelques cellules transformées en chlamydospores.

PLANCHE III.

PHOTO n° 1 : *Calostilbe striispora* (ELL. et EV.) SEAVER. Stromes fructifères sur la base d'un stipe de bananier.

PHOTO n° 2 : *Calostilbellia calostilbe* VON HOEHN. Fructifications sur la base d'un stipe de bananier.

PHOTO n° 3 : *Fusarium moniliforme* SHELDON sur capsule de *Gossypium hirsutum*.

PHOTO n° 4 : *F. XYLARIOIDES* N. SP. Tube de culture montrant la forme particulière du stroma. Une arborescence xylarioïde est visible au t. 3 supérieur du tube.

PHOTO n° 5 : *F. XYLARIOIDES* N. SP. microconidies.

PHOTO n° 6 : *F. XYLARIOIDES* N. SP. macroconidies.



PLANCHE IV.

PHOTO n° 7 : *Sclerotium rolfsii* SACC. sur capsule de cotonnier.

PHOTO n° 8 : *S. rolfsii* cerclant des tiges de cotonnier.

PHOTO n° 9 : *Armillaria mellea* (Vahl) Quel. sur cotonnier. A remarquer l'éclatement de l'écorce par fendilllements longitudinaux. Le mycélium exposé noircit. Au tiers de la hauteur du tronc l'écorce a été soulevée pour montrer la couche mycélienne blanche qui est substituée aux assises cambiales.

PHOTO n° 10 : *A. mellea* sur pivot d'un *Hevea brasiliensis*. Une coupe tangentielle dans l'écorce et le bois fait apparaître la couche mycélienne blanche dans le cambium.

PLANCHE V.

PHOTO n° 12 : *Pachybasium erectum* n. sp. Palme d'*Elaeis guineensis* profondément lacinée par le parasitisme.

PHOTO n° 12 : *Hypoxylon mediterraneum* (DE NOT.) MILLER. Sur pivots d'*Hevea brasiliensis*.

PLANCHE VI.

PHOTO n° 13 : *Fomes noxius* CORNER : Carpophore vu de face.

PHOTO n° 14 : *F. noxius* : le même carpophore vu de profil.

PHOTO n° 15 : *Oospora meliolae* HANSF. sores d'*Hemileia vastatrix* sur *Coffea canephora* couvertes par des efflorescences, visibles en blancs, d'*O. meliolae*.

PHOTO n° 16 : *Striga hermonthica* (DELILE) BENTH. parasitant des plants de maïs. A comparer leur taille, réduite par le parasitisme, au canif dans le coin inférieur gauche.

